

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



TESIS:

**Seroprevalencia de toxoplasmosis en alpacas (*Vicugna pacos*)
por método de ELISA multiespecies indirecta en el distrito
de Vinchos. Ayacucho - 2024**

Para optar el título profesional de:
MÉDICO VETERINARIO

PRESENTADO POR:
Bach. Jhomer Jhordy HUAMANI RODRIGUEZ

ASESORA:
Mtra. Magaly RODRÍGUEZ MONJE

AYACUCHO - PERÚ

2025

DEDICATORIA

A mis padres, Máximo y Sonilda, por todo lo que soy y todo lo que tengo, por su apoyo inexorable, por construir los cimientos que ahora me sostienen, gracias por inspirar en mí que los logros vienen uno después del otro.

AGRADECIMIENTO

Mi más sincero agradecimiento.

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Facultad de Ciencias Agrarias y a mi Escuela Profesional de Medicina Veterinaria. Mi alma mater y mi segundo hogar, por la enseñanza y valores brindados.

A mi asesora Mg. M.V.Z. Rodríguez Monje Magaly, por brindarme la oportunidad y apoyo en el presente trabajo.

A los miembros del jurado M.Sc. Teodoro Espinoza Ochoa, Mg. Magaly Rodríguez Monje, M.V. Aldo Alexi Ciprian Carreón y Dr. Javier Ciprian Pareja Loayza por su tiempo, aportes y valiosa colaboración.

A cada uno de los docentes de la EP de Medicina Veterinaria, quienes en todos estos años de vida estudiantil aportaron conocimientos y vivencias profesionales.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN.....	IX
INTRODUCCIÓN	1
Objetivo general	3
Objetivos específicos.....	3
Hipótesis.....	3
Hipótesis nula.....	3
Hipótesis alterna.....	3
CAPÍTULO 1	4
I MARCO TEÓRICO.....	4
1.1 Antecedentes de la investigación	4
1.1.1 Antecedentes internacionales	4
1.1.2 Antecedentes nacionales	5
1.2 Alpaca	7
1.3 Inmunidad en camélidos sudamericanos.....	8
1.4 Clasificación taxonómica de la alpaca	8
1.5 Toxoplasmosis.....	8
1.6 <i>Toxoplasma gondii</i>	9
1.6.1 Etiología	9
1.6.2 Clasificación taxonómica	9

1.6.3	Ciclo biológico	9
1.6.4	Desarrollo de <i>Toxoplasma gondii</i>	10
1.6.5	Estadios de desarrollo.....	11
1.6.6	Epidemiología	14
1.6.7	Transmisión.....	16
1.7	Respuesta inmune frente a <i>T. gondii</i>	17
1.7.1	Humoral.....	18
1.7.2	Celular	18
1.8	Diagnóstico	20
1.9	Análisis serológico	20
1.10	Ensayo inmunoenzimático ligado a enzimas (ELISA).....	21
1.10.1	ID Screen Toxoplasmosis Indirecta Multiespecies	22
1.11	Análisis serológico	22
1.11.1	Principio de prueba.....	23
1.11.2	Patrones serológicos.....	23
1.12	Lesiones patológicas	24
1.13	Tratamiento	25
1.14	Prevención y control.....	25
CAPÍTULO II		26
II METODOLOGÍA		26
2.1	Fase pre analítica.....	26

2.2	Fase analítica	27
2.2.1	Información general	27
2.2.2	Descripción y principio	27
2.2.3	Componentes del kit.....	27
2.2.4	Procedimiento.....	28
2.3	Fase post analítica	29
2.3.1	Validación	29
2.3.2	Interpretación	29
2.3.3	Sensibilidad	30
2.3.4	Especificidad	30
2.4	Poblacion y muestra	30
2.4.1	Tamaño muestral	30
2.4.2	Tecnicas e instrumentos de recolección de datos	31
2.4.3	Tecnicas de procesamiento y analisis de datos	31
2.5	Ubicación	33
2.6	Materiales y equipos.....	33
2.7	Problemas específicos	35
CAPÍTULO III.....		36
III	Resultados y discusión	36
3.1	Seroprevalencia de toxoplasmosis en alpacas	36
3.2	Conclusiones	43

3.3	Recomendaciones.....	44
3.4	Referencias bibliográficas	45
Anexo	53

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. <i>Materiales físicos de campo</i> _____	33
Tabla 2. <i>Equipos de laboratorio</i> _____	34
Tabla 3. <i>Materiales de laboratorio</i> _____	34
Tabla 4. <i>Seroprevalencia por procedencia de los centros poblados Huayraccasa, Occollo, Minas Corral y Asabran del Distrito de Vinchos</i> _____	36
Tabla 5. <i>Seroprevalencia de alpacas por edad del Distrito de Vinchos</i> _____	37

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Prevalencia y prevalencia real por procedencia en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024</i>	37
Figura 2. <i>Prevalencia y prevalencia real por edad en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024</i>	38
Figura 3. <i>Prevalencia y prevalencia real por procedencia en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024</i>	39
Figura 4. <i>Prevalencia y prevalencia real por edad en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024</i>	40
Figura 5. <i>Recolección de muestras, Equipo FOCAM</i>	53
Figura 6. <i>Extracción de sangre en alpacas</i>	53
Figura 7. <i>Registro de las tomas de muestra</i>	54
Figura 8. <i>Extracción de suero en las muestras colectadas</i>	55
Figura 9. <i>Uso del Kit de ELISA multiespecies</i>	55
Figura 10. <i>Adicción de muestras de suero de alpaca</i>	56
Figura 11. <i>Adicción de reactivos del Kit de ELISA</i>	57
Figura 12. <i>Lectura de microplaca ELISA</i>	57
Figura 13. <i>Resultados de lectura de la primera microplaca de ELISA multiespecies indirecta</i>	58
Figura 14. <i>Resultados de lectura de la segunda microplaca de ELISA multiespecies indirecta</i>	59

RESUMEN

Se determinó la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas (*Vicugna pacos*) hembras en las comunidades; Occollo, Asabran, Huayraccasa y Minas Corral. Departamento de Ayacucho, provincia de Huamanga, distrito de Vinchos en el 2024. Se colectaron 184 muestras de suero de alpaca que se analizaron con el ensayo comercial de inmunoadsorción enzimática ELISA comercial ID Screen® toxoplasma multiespecies indirecta (ID Vet, Montpellier, Francia - TOX-MS), para detectar anticuerpos Ig G contra *Toxoplasma gondii*. La seroprevalencia analizada por edad de 6 años a más representa una mayor presencia con un 69.44%, (IC del 95%, 0.544 - 0.845) de positivos y una seroprevalencia real de 72.88% (IC del 95%, 0.584 - 0.874) (25/36) mayor en comparación a otras edades, seguido de 4 y 6 años 58.0% (IC del 95%, 0.483 - 0.677) con una seroprevalencia real de 60.50% (IC del 95%, 0.509 - 0.701) (58/100), para las edades de 2 a 4 años 45.83% (IC del 95%, 0.317 - 0.599) con seroprevalencia real de 47.33% (IC del 95%, 0.332 - 0.615) (22/48) siendo baja en comparación a otras edades, lo que sugiere que la seroprevalencia de toxoplasmosis incrementa con la edad, pero estadística es rechazada en este trabajo. La seroprevalencia analizada por zona de toma de muestras indica que la proporción con mayor seroprevalencia de toxoplasmosis es Occollo con un 74.58% (IC del 95%, 0.635 - 0.857), con una seroprevalencia real de 78.44% (IC del 95%, 0.679 - 0.889) (44/59), seguido de Asabran 64.81% (IC del 95%, 0.521 - 0.776) con una seroprevalencia real de 67.87% (IC del 95%, 0.554 - 0.803) (35/54), Minas Corral 43.90% (IC del 95%, 0.287 - 0.591) con seroprevalencia real de 45.24% (IC del 95%, 0.300 - 0.605) (18/41), y por último con una proporción menor Huayraccasa con la seroprevalencia de 26.7% (IC del 95%, 0.108 - 0.425) con prevalencia real de 26.59% (IC del 95%, 0.108 - 0.424) (8/30), y una seroprevalencia total de 57.07% (IC del 95% 0.499 - 0.642) con un prevalencia real total de 59.49% (IC del 95% 0.524 - 0.666) (105/184), todos los centros poblados mencionados pertenecen al distrito de Vinchos.

No se encontró diferencias estadísticas significativas entre la procedencia y edad. Los resultados obtenidos en este estudio muestran que la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* relativamente alta en relación a estudios previos, similares en camélidos, con la diferencia que este es un método con mayor

sensibilidad y especificidad (Sensibilidad medida: 98,36 % (IC 95%: 95,29%-99,44%), n = 183; Especificidad medida: 99,42 % (IC 95%: 98.8%-100%), n = 689). Además, se entiende que la variable edad es un factor de riesgo para el parásito *Toxoplasma gondii* en las alpacas por el tiempo de exposición al parásito.

Palabras clave: alpaca, toxoplasmosis, ELISA Screen ID Vet, seroprevalencia.

INTRODUCCIÓN

Dentro del marco de la salud animal, *Toxoplasma gondii* es el parásito más polixeno conocido hasta la fecha (Tenter et al., 2000), es de gran importancia por ser una zoonosis de distribución mundial, además de estar asociada a un alto impacto económico (Solórzano Thompson et al., 2020).

Existen programas de mejoramiento genético en alpacas, que deberían de ir encaminadas de un adecuado control sanitario, este control se compone en gran medida por herramientas de diagnóstico de enfermedades parasitarias e infecciosas, en las alpacas, acompañadas de estrategias de inmunoprofilaxis, seguimiento y control. Sin estas medidas el control es deficiente o completamente nulo y esta posición va agravando y exponiendo a nuevos agentes infecciosos y parasitarios por la crianza de animales que cohabitan e interactúan en el mismo ambiente como gatos, perros, aves, ovejas, etc. (Diego et al., 2013). Por esto la importancia de las herramientas diagnósticas que en este caso es la identificación de anticuerpos anti-toxoplasma por método de ELISA indirecta. Los abortos constituyen una limitación técnica y económica para la selección de potencial genético de alto valor, los reemplazos, la saca o venta de animales y el retraso en el crecimiento de la población alpaquera (Tibary et al., 2006). La toxoplasmosis produce afecciones reproductivas que se traducen en esterilidad, aborto, muerte fetal, momificaciones y mortalidad neonatal, que ocurren normalmente como incidentes ocasionales donde una proporción significativa de hembras gestantes resultan perjudicadas (Cook et al., 2000; Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017; Tibary et al., 2006).

Los protozoarios como el *Toxoplasma gondii*, representan una de las principales causas de infertilidad, expresada en tasa de mortalidad embrionaria prematura, produciendo abortos, mortalidad perinatal y mortalidad neonatal en ovinos, caprinos, porcinos, animales silvestres (Tenter et al., 2000). La salud animal y la reproducción conforman los fundamentos en los que se sostiene la producción de los camélidos sudamericanos. El aborto es una forma clínica en que puede culminar una enfermedad fetal definiéndose como la expulsión de un mortinato antes de cumplirse el periodo de gestación correspondiente,

raramente muestran signos clínicos previos, después del aborto no se observa retención placentaria y la alpaca se encuentra aparentemente saludable (Valencia M. et al., 2009). La presencia de toxoplasmosis induce la respuesta inmunitaria del hospedero, produciéndose anticuerpos específicos, que por medio del método de ELISA se pueden cuantificar. El diagnóstico del parásito normalmente se basa en técnicas serológicas, por su disponibilidad comercial y la facilidad de uso para estudios en grandes poblaciones (Abdallah et al., 2020), pero en el caso de las alpacas no se cuentan con kits específicos para el diagnóstico SENASA no permite el ingreso de estos kits específicos de diagnóstico al Perú. Esta es la razón por la cual se adquirirá el kit ELISA test (ID Screen Toxoplasmosis indirect multiespecies ID.VET. Innovative diagnostics. Montpellier, France).

El valor productivo y riqueza pecuaria de las alpacas en las poblaciones altoandinas tiene vital importancia, debido a que es el sostén económico de la población y el distrito de Vinchos no es la excepción, por la venta de fibra (vestimenta) y el consumo de su carne (proteína) convirtiéndolos en indispensables para la subsistencia de un gran sector de la población altoandina (FAO, 2005). Sin embargo, investigaciones epidemiológicas realizadas en alpacas de tipo parasitario e infeccioso que ocasionan daños reproductivos y deficiencias de natalidad serían prácticamente inexistentes.

La presente investigación se realizó en el departamento de Ayacucho, provincia de Huamanga, distrito de Vinchos: comunidades de Occollo, Asabran, Cayramayo, Huayraccasa y Minas Corral. Ya que no existen trabajos previos de prevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas de esta zona ni en la región. Teniendo como objetivo del presente estudio estimar la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas en las comunidades antes mencionadas.

Es así que en la presente investigación se plantearon los siguientes objetivos.

Objetivo general

Determinar la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas (*Vicugna pacos*) de las comunidades de Occollo, Asabran, Huayraccasa y minas corral en el 2024.

Objetivos específicos

- Detectar anticuerpos tipo Ig G de *Toxoplasma gondii* empleando de la técnica de ELISA multiespecies indirecta en muestras de suero de alpacas según procedencia.
- Detectar anticuerpos tipo Ig G de *Toxoplasma gondii* empleando de la técnica de ELISA multiespecies indirecta en muestras de suero de alpacas según edad.

Hipótesis

Hipótesis nula

Es baja la prevalencia de toxoplasmosis en alpacas del distrito de Vinchos

Hipótesis alterna

Es alta la prevalencia de toxoplasmosis en alpacas del distrito de Vinchos

CAPÍTULO 1

I MARCO TEÓRICO

1.1 Antecedentes de la investigación

1.1.1 Antecedentes internacionales

En diferentes partes del mundo existen distintos estudios sobre el diagnóstico de toxoplasmosis como es el caso de Argentina, en este estudio se recolectaron muestras de 308 llamas en el departamento de Jujuy, Argentina mediante la prueba IFAT (test de anticuerpos inmunofluorescencia indirecta), fueron positivas el 30% (Moré et al., 2008), República Checa, en este artículo se realizó pruebas en camélidos cautivos, se analizaron anticuerpos mediante prueba de anticuerpos fluorescentes indirectos (IFAT) y ELISA multiespecies indirecto (*Toxoplasma gondii*), detectándose que de 184 muestras analizadas 95 presentaron seropositividad de 52% (Bártová et al., 2017), Arabia Saudí, en la gobernación de Taif se realizó la investigación, utilizando un ensayo de inmunoadsorción enzimática (ELISA- Toxo – Ig G), los resultados fueron del 10,8% (7 positivos de 65)(Al-Maliki, 2022). Argelia informó por primera vez evidencia de infección por Toxoplasmosis, el objetivo fue evaluar la prevalencia de toxoplasmosis en dromedarios mediante la prueba de ELISA e identificar factores de riesgo asociados. Se realizó en el 2018 en cuatro provincias del sureste de Argelia (Biskra, El Oued, Ouargla y Ghardaia), revelando una seroprevalencia global de 15% (IC95%:11,5-19.33), el estudio fue transversal con un total de 320 dromedarios (Abdallah et al., 2020), Suiza realizó un estudio por medio de ELISA ID Screen toxoplasmosis indirect (TOXO-MS) 374 alpacas muestreadas encontrándose 82.3% (308/374) seropositivas para toxoplasmosis y de 197 llamas muestreadas 84.8% (167/197) seropositivas para toxoplasmosis, este estudio transversal demostró por primera vez la presencia de anticuerpos producidos por *T. gondii*, y como factor de riesgo los gatos presentes y que en los humanos la carne representaría una fuente adicional de infección (Basso et al., 2020), Etiopía realizó el primer informe de seroprevalencia de Toxoplasmosis en camellos el cuál detecto una seroprevalencia global de 49,62% (220 positivos de 455) mediante kits de prueba de aglutinación directa (DAT) y mediante prueba de ELISA 40,49% (179 muestras fueron positivas de 451), se menciona que estos

resultados se podrían deber a la presencia de felinos silvestres y domésticos presentes en el lugar (Gebremedhin & Tadesse, 2015), Alemania colectó 871 entre alpacas, llamas y vicuñas del Perú de dos fincas del departamento de Puno, en la finca Malkini a 4000 m.s.n.m. en la ecoregión, Puna húmeda se muestrearon 195 crías de alpaca y la segunda finca fue Quimsachata ubicada a 4200 m.s.n.m. y en la ecoregión, Puna seca se muestrearon 161 crías de alpaca, 319 alpacas adultas, 81 llamas adultas y 114 vicuñas. En la granja del estado federal de Hesse, centro de Alemania se recolectaron sueros de 13 crías, 19 hembras adultas. Se identificaron 30 seropositivos para *T. gondii*: 20 alpacas, 7 llamas y 3 vicuñas (Wolf et al., 2005), Estados Unidos analizó muestras de 283 llamas usando la prueba de aglutinación modificada, en llamas 33,5% (95 seropositivos de 283) (Dubey et al., 1992).

1.1.2 Antecedentes nacionales

Del mismo modo se realizaron estudios en Perú sobre el diagnóstico de toxoplasmosis en camélidos sudamericanos, en la región central sur andina, Junín y Puno, la investigación tuvo como objetivo evaluar la participación de *T. gondii* en casos de aborto en llamas y alpacas, usando histopatología fetal en órganos diana, la infección producida por *Toxoplasma gondii* se confirmó mediante inmunohistoquímica (IHQ) combinada con PCR y solo por PCR, tomándose en cuenta la especie (llama-alpaca), edad fetal (primer, segundo y tercer período gestacional) y la ubicación geográfica, no se detectó ADN (gen B1) de *Toxoplasma gondii* en ninguno de los fetos analizados (Serrano-Martínez et al., 2007), estos resultados evidencian de forma presuntiva que *Toxoplasma gondii* no es un abortivo importante en camélidos, a diferencia de *Neospora caninum*, se colectaron 50 fetos abortados 18 llamas (6 machos y 12 hembras) y 32 alpacas (14 machos y 18 hembras). Se detectó infección por protozoos (*Neospora caninum*) en 19 de los 50 fetos (38%) (Serrano-Martínez et al., 2007), Junín, Cochas que es la unidad de producción de la SAIS Túpac Amaru, en la provincia de Jauja, la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii*, de un muestreo de 200 alpacas se encontraron 42 positivos dando un 21% \pm 5.6% (Poma De La C. et al., 2008), otro estudio buscó la prevalencia de *Toxoplasma gondii* en 249 llamas hembra (encontrándose 34 de las 429 llamas muestreadas, 4.3% de seropositivas) en Junín la unidad de producción Corpacancha del distrito de Marcapomacocha, con

el método de inmunofluorescencia indirecta (IFI) (Chang H. et al., 2012). Otra investigación realizada en Junín evaluó la prevalencia de esta infección parasitaria en alpacas alojadas en la unidad de producción de Cuyo de la SAIS Pachacútec, reportó un total de 258 muestras analizadas, 22 presentaban anticuerpos contra *T. gondii* en alpacas dando un $8,53\% \pm 3,41\%$ con la técnica de IFI (De la Cruz et al., 2011), mientras que en SAIS Túpac Amaru, ubicada en Junín, las Vicuñas presentan anticuerpos con una frecuencia de 5.1% y 3.8% mediante las pruebas de ELISA e IFI (Pinedo R. et al., 2014), en Puno se realizó en la Unidad de producción Alianza-Antacalla, “Rural Alianza”, brindando un resultado de $10.2 \pm 4.7\%$ (16 positivos de 157 muestras de llamas hembra adultas) con la técnica de IFI (Saravia P. et al., 2004), otro estudio realizado en la provincia de Melgar, departamento de Puno para determinar *Toxoplasma gondii* en llamas hembra, recolectaron 284 muestras, encontrándose el $47.5 \pm 5.8\%$ de anticuerpos para *Toxoplasma gondii*, las muestras analizadas con el método de inmunofluorescencia indirecta (IFI) (Marcas C. et al., 2004), en los distritos de Cabanillas y Santa Lucía, que pertenecen a Puno, usando el test HAI, encontrándose $14.8 \pm 5.9\%$ (15 resultaron positivas de un total de 101 vicuñas adultas) (Pastor V. et al., 2003), también en la estación experimental INIA-Quinsachata se determinó la prevalencia de toxoplasmosis en alpacas y llamas, distrito de Santa Lucía, provincia de Lampa, departamento de Puno. Se analizaron 200 alpacas de las cuales 89 presentaron anticuerpos 53% y 136 llamas de las cuales el 32% presentaron anticuerpos sin diferencias entre sexos, mediante el método de hemoaglutinación indirecta (HAI) (Gómez O et al., 2003), este otro estudio buscó determinar la presencia de *Toxoplasma gondii* en llamas hembra 30 llamas en Huaycho y 77 en Huataywasi, provincia de Melgar, departamento de Puno, a través de la técnica de inmunofluorescencia indirecta (IFI), la seroprevalencia encontrada fue de 36,7% en Huaycho y 6.5% en Huataywasi (Loayza M. et al., 2011), en los Andes centrales y Sur peruanos, se recolectaron 1845 muestras de llamas encontrándose anticuerpos en 460 (24,9%) y 2874 muestras de alpacas encontrándose anticuerpos en 706 (24,6%), usando la técnica de (IFAT) para detectar y valorar inmunoglobulinas G específicas anti – *Toxoplasma gondii* (Chávez Velásquez et al., 2014), en la región andina del Perú, se estudió 43 llamas adultas (55.8% presentaron anticuerpos) y 200 vicuñas (5.5% presentaron anticuerpos) analizadas por IFAT y las muestras

positivas fueron analizadas – confirmadas por Western blot (Chávez Velásquez et al., 2005), Huancavelica, este estudio se planteó como objetivo buscar la asociación de *Toxoplasma gondii* con los abortos en los tres trimestres de gestación, también como se relaciona con la mortalidad perinatal, realizándose en la Universidad Nacional de Huancavelica, en el Centro de investigación y desarrollo de camélidos sudamericanos – Lachoc monitoreando anticuerpos, para la Hemoaglutinación indirecta (HAI), evaluándose 332 alpacas hembra obteniéndose una prevalencia de 36.5% (121/332), con 108 muestras de alpacas negativas, obteniéndose una incidencia acumulada de 25% (27/108) a los 270 días posteriores al empadre (Valencia M. et al., 2009), Cusco, se realizó un estudio en la unidad de producción alpaquera de la estación experimental IVITA Marangani, está ubicada en el valle del Vilcanota, provincia de Canchis, encontrando una prevalencia de 34.5% (Suárez A. et al., 2004). En cusco se cuantificó la seroprevalencia de *T. gondii* en muestras de suero de alpaca en la provincia de Canchis. Mediante la prueba de IFI se detectó $35.7 \pm 5.7\%$ de un total de 272 muestras (Ramírez R. et al., 2005), finalmente en Ayacucho, un estudio se realizó en la Reserva Nacional de Pampas Galeras, a través de la prueba IFI se obtuvo $5.8 \pm 3.3\%$ de 191 muestras de suero de vicuñas machos y hembras (Zuzunaga D. et al., 2012).

1.2 Alpaca

Los Camélidos Sudamericanos representan un recurso genético de suma importancia tanto económica, social, cultural y científica de las poblaciones andinas (FAO, 2005). La crianza de alpacas, sería la única especie generadora de recursos económicos para los pobladores de la region altoandina, por sobre los 4000 m.s.n.m., constituyéndose como una actividad de sumamente importante en el ámbito alpaquero y que para lograr un manejo óptimo de las alpacas se necesitan factores como la alimentación y la mejora genética (Gallegos Acero, 2013), también otros factores como el manejo, infraestructura y la salud.

Los camélidos sudamericanos serían el unico medio de uso productivo en las zonal alto andinas que cuentan con amplias áreas de pastos naturales donde la agricultura ni la crianza de otras especies domésticas

prospera, gracias a una inusual eficiencia en la digestión de pasturas altoandinas convirtiéndolas en fibra y carne de alta calidad (FAO, 2005). Ayacucho cuenta con 158,045 alpacas de raza Huacaya y 32,752 alpacas de raza Suri (INEI, 2013). La población alpaquera en el distrito de Vinchos es de 19,038 (López, 2020).

1.3 Inmunidad en camélidos sudamericanos

Los anticuerpos de cadena pesada derivados de camélidos representan pequeñas unidades de unión ideales que entre otros atributos beneficiosos, exhiben una mejor penetración en los tejidos y una mayor estabilidad en comparación con los anticuerpos monoclonales de longitud completa (Könning et al., 2017).

1.4 Clasificación taxonómica de la alpaca

Las alpacas se clasifican taxonómicamente en Reino *Animalia*, Filo *Chordata*, Clase *Mammalia*, Orden *Artiodactyla*, Suborden *Tylopoda*, Familia *Camelidae*, Tribu *Lamini*, Género *Vicugna*, Especie *Vicugna pacos*. Estudios de ácido desoxirribonucleico (ADN) mitocondrial y microsátélites han sugerido que la vicuña (*Vicugna vicugna*) es el ancestro de la alpaca (*Vicugna pacos*) y el guanaco (*Lama guanicoe*) es el ancestro de la llama (*Lama glama*) (Kadwell et al., 2001).

1.5 Toxoplasmosis

Es una enfermedad parasitaria que debido a su gran capacidad infectiva de hospederos intermediarios, es considerado dentro de los parásitos más sobresalientes (Hill et al., 2005).

Comienza después de ingerir los quistes tisulares o esporocistos, la infección aguda subsiguiente se caracteriza por una rápida replicación de parásitos en estadio de taquizoíto que se diseminan ampliamente en los tejidos del huésped, hasta ser controlada por las respuestas de las células T del huésped y el interferón gamma (IFN- γ), una primoinfección durante el embarazo puede propagarse a través de la vía transplacentaria al feto, resultando en la muerte o en una enfermedad congénita. La etapa de taquizoíto replicante se diferencia en una etapa crónica encerrada en estructuras quísticas que persisten a lo largo de la vida (Fox et al., 2016), la reactivación de los quistes crónicos se da cuando la inmunidad del huésped disminuye.

1.6 Toxoplasma gondii

Es un parasito coccidio que usa a los felinos como hospedadores definitivos que ademas tiene un rango de hospedadores intermedios inusualmente amplio (Hill et al., 2005).

1.6.1 Etiología

Es causado por el parásito *Toxoplasma gondii* (Hill et al., 2005), protozoo polixeno y heteroxeno facultativo, que tiene la capacidad de infectar a cualquier célula nucleada de los vertebrados, excepto los glóbulos rojos (Tenter et al., 2000).

1.6.2 Clasificación taxonómica

Toxoplasma gondii está incluida dentro del Phylum Apicomplexa, Clase Sporozoea, Subclase Coccidia, Orden Eucoccidida, Suborden Eimeriina, Familia Sarcocystidae y Subfamilia Toxoplasmatinae (Grandía G. et al., 2013).

1.6.3 Ciclo biológico

Inicia con el consumo de ooquistes (esporozoítos) pueden adquirirse por la ingesta con pasturas contaminadas con heces, una vez eliminados por las heces deben de transcurrir 5 días para que se vuelvan infectivos o quistes tisulares (bradizoítos) (Muro et al., 2010). Los ooquistes y los bradizoítos ingeridos liberan a la fase de taquizoíto que es capaz de ingresar activamente en todas las células nucleadas del organismo replicándose prontamente (Muro et al., 2010). La etapa asexual que se realiza en una estructura intracelular llamada vacuola parasitófora. La diseminación del parásito una vez rota la célula hospedadora, es vía el torrente sanguínea infectando diversos tejidos (Dubey, 2010).

Los taquizoítos se convierten en bradizoítos, de muy lenta multiplicación persistiendo durante toda la vida del hospedador dentro de formaciones quísticas en los diferentes tejidos (Dubey, 2010; Muro et al., 2010), Los bradizoítos son capaces de regresar a la etapa de taquizoíto, causando una reinfección de los individuos inmunosuprimidos.(Dubey, 2010)

Presenta un ciclo biológico bastante complejo tipo predador presa e indirecto facultativo. Componiéndose en dos partes: una sexual que ocurre únicamente en las células del epitelio intestinal delgado de los felinos domésticos y silvestres que son los hospederos definitivos, además un ciclo asexual en los hospederos intermediarios que se desarrollan en tejidos extraintestinales: animales de sangre caliente como el hombre y tanto en aves como mamíferos (Acha & Szyfres, 2003; Tenter et al., 2000).

1.6.4 Desarrollo de *Toxoplasma gondii*

En el desarrollo de *Toxoplasma gondii* podemos distinguir dos fases:

1.6.4.1.Fase sexual o esporogónica o enteroepitelial

Posterior a la ingestión de quistes tisulares por los hospederos definitivos, la pared quística se disuelve por enzimas proteolíticas en el estómago y el intestino delgado. Liberando los bradizoítos e ingresando en las células epiteliales del intestino delgado y dan comienzo al desarrollo de una gran cantidad generaciones de ciclos asexuales y sexuales de *T. gondii* y en esta etapa se les conoce como esquizontes (Hill et al., 2005).

Los esquizontes liberan merozoitos que formaran gametos (Hill et al., 2005). La pared del ooquiste le confiere gran resistencia, permitiéndole sobrevivir al toxoplasma alrededor de un año en el suelo, bajo humedad y temperatura adecuadas (4- 37°C) son benéficas (Martín Hernández & García Izquierdo, 2003).

Los periodos prepatentes (tiempo hasta la excreción de ooquistes después de la infección inicial) y la frecuencia de la excreción de ooquistes difiere según la etapa de *T. gondii* que fue ingerida. Los periodos previos a la patente son de 3 a 10 días después de la ingerir quistes tisulares y de 19 días o más después de la ingestión de taquizoítos u ooquistes. Menos de la mitad de los gatos excretan ooquistes después de ingerir el taquizoíto u ooquiste, mientras que casi todos los felinos eliminan ooquistes después de la ingestión de quistes tisulares (Hill et al., 2005). Dentro del tracto gastro intestinal del hospedero definitivo se excretan los bradizoítos del quiste tisular liberadas por enzimas digestivas, los bradizoítos penetran

a los enterocitos generando posteriormente la vacuola parasitófora (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017), la vacuola parasitófora alberga a los bradizoítos que se diferencian en (merozoítos y esquizontes, que morfológicamente difieren entre sí. y con dos formas sexuales; el macrogametocito femenino y el microgametocito masculino llamándose a este proceso gametogonia (Dubey, 2010).

1.6.4.2.Fase no sexual esquizogónica o extraintestinal

La reproducción asexual acontece en todos los hospederos intermediarios que son todos organismos homeotermos, infectándose por ingerir de ooquistes que maduran en el ambiente y contaminan el agua y pasturas (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017), los esporozoítos se liberan en el intestino formando ooquistes, estos esporozoítos proliferan rápidamente dentro de la vacuola parasitófora para después diferenciarse en taquizoítos y diseminarse a través de la sangre (Dubey, 2010).

En la fase extraintestinal que se realiza en todos hospederos, esta forma infectiva llega paralelamente a la lámina propia del intestino y se multiplica en el endotelio vascular. Dando como resultado la formación de taquizoítos y a partir de estos los bradizoítos, permaneciendo dentro de quistes tisulares y estableciendo la fase crónica (Grandía G. et al., 2013). Pasado un corto periodo los parásitos se multiplican lentamente y forman los quistes tisulares, que contienen bradizoítos, permaneciendo latentes indeterminadamente, incluso toda la vida del hospedador. Todas las formas extracelulares del parásito se ven directamente afectadas por los anticuerpos, pero las formas intracelulares no. Se cree que los factores celulares, incluidos los linfocitos y las linfocinas, son más importantes que los factores humorales en la destrucción inmunomediada de *T. gondii* (Hill et al., 2005).

1.6.5 Estadios de desarrollo

Existen 3 estadios infecciosos de *Toxoplasma* para todos y cada uno de los hospederos: Esporozoítos (presente en el interior de ooquistes esporulados (maduros), forma resistente al medio ambiente y que son

eliminados en las heces de gatos infectados), taquizoítos (individualmente o en grupos, son de elevada virulencia y de rápida motilidad e infectividad) y bradizoítos (localizado dentro de quistes tisulares y con movilidad y multiplicación lenta) (Hill et al., 2005) El taquizoíto es el más estudiado por ser el más virulento y de fácil mantenimiento en el laboratorio. Las formas infectantes del parásito vienen a ser los bradizoítos y los esporozoitos (Dubey, 2010)

1.6.5.1.Ooquiste y esporozoíto

Son la etapa resistente al medio ambiente, estos se forman solo en los félicos. Los gatos excretan ooquistes después de consumir cualquier etapa infecciosa: taquizoítos, bradizoítos y esporozoitos (Dubey, 2020), los felinos excretan ooquistes en un periodo corto de 3 a 10 días posteriores a la ingestión de quistes tisulares o bradizoítos, por el contrario después de ingerir taquizoítos u ooquistes se desarrollan en un periodo mayor, de 18 días (Dubey, 2020). Cada ooquiste esporulado contiene dos esporoquistes y cada uno alberga cuatro esporozoitos en su interior (Grandía G. et al., 2013).

Los ooquistes en condiciones medio ambientales favorables como suficiente ventilación, humedad y temperatura adecuada esporulan entre el primer día y el quinto (Tenter et al., 2000). Los ooquistes al esporular llegan a sobrevivir en el medio hasta 18 meses logrando mantenerse infectivos (Llop Hernández, Alina et al., 2001; Tenter et al., 2000).

En la Epidemiología de *Toxoplasma gondii*, al liberar al ambiente ooquistes inmaduros no esporulados, es clave para determinar el estado epidemiológico del parásito mencionado (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

El hospedero definitivo elimina las heces que contienen al ooquiste inmaduro contamina el agua y las pasturas, esporulando en 2 a 3 días bajo condiciones de medioambientales adecuados, llegándose a generar el ooquiste maduro conteniendo dos sáculos llamados esporoblastos conteniendo cada uno a cuatro esporozoitos infectivos. (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

1.6.5.2. Taquizoíto (forma proliferativa, trofozoíto, endozoíto)

En esta etapa también es llamado trofozoíto, forma proliferativa, forma de alimentación y endozoíto (Dubey, 2020), puede infectar prácticamente cualquier célula del cuerpo y se divide por un proceso especializado llamado endodiogenia (Dubey, 2020). Es la forma infectiva asexual (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

Durante la etapa aguda de infección, el taquizoíto se presenta en la sangre, leche, saliva, lagrimas, secreciones nasales, orina, secreciones vaginales y secreción seminales (Grandía G. et al., 2013).

El taquizoíto ingresa a la célula huésped por penetración activa o por fagocitosis de la membrana de la célula, una vez penetra la célula adquiere forma ovoide y queda rodeado de una vacuola parasitófora protegiéndolo del huésped y sus mecanismos de defensa (Hill et al., 2005). Los taquizoítos continúan dividiéndose hasta que la célula huésped se llena de parásitos (Hill et al., 2005). La infección y el desarrollo difiere de acuerdo a la cepa de *Toxoplasma gondii* y el estado inmunológico de los hospederos.

1.6.5.3. Bradizoíto (quistozíto, cistozoíto)

Frenkel en 1973 propuso el termino bradizoíto que significa lento, también llamados cistozoítos acuñado por Dubey y Beattie, se propuso que deberían llamarse quistes tisulares así evitando confusiones con los ooquistes (Dubey, 2020). Los bradizoítos son más delgados y de menor susceptibilidad frente al ataque de enzimas proteolíticas que los taquizoítos (Hill et al., 2005).

1.6.5.4. Quiste tisular (contienen bradizoítos)

Después de las divisiones del taquizoíto se forman quistes y permanecen intracelulares, conteniendo a los ahora llamados bradizoítos (Hill et al., 2005).

Lo quistes que contienen bradizoítos se desarrollan en órganos viscerales, incluyendo pulmones, hígado, riñones, ojos, músculo cardíaco y cerebro. Además, son muy frecuentes en los tejidos musculares y nerviosos (Hill et al., 2005). Es probable que los quistes tisulares intactos no provoquen ningún tipo de

afección y persistan durante el resto de vida del huésped sin causar inflamación local (Hill et al., 2005). Los bradizoítos que están dentro quistes tisulares conforman la fase de resistencia endógena del parásito.

1.6.6 Epidemiología

Se presentan cuatro vías de transmisión: ingestión del hospedero intermediario conteniendo quistes tisulares por parte de los felinos que son el hospedero definitivo, ingestión de pasturas contaminadas con ooquistes, contacto directo con las heces del hospedero definitivo conteniendo ooquistes y por último la infección producida por el paso de taquizoítos de la madre al feto (Muro et al., 2010).

La toxoplasmosis es una zoonosis cosmopolita, estimándose que aproximadamente un tercio de la población mundial tuvo algún tipo de contacto con el *Toxoplasma gondii* que ha sido confirmada en 350 especies entre aves y mamíferos (Tenter et al., 2000).

Toxoplasma gondii es un parásito de aves y mamíferos que desarrollan quistes tisulares después de la ingestión del parásito, los felinos son los únicos que cumplen con ser huésped definitivo y también intermediario (Munoz et al., 2011).

1.6.5.5. Del parásito:

Los ooquistes son eliminados en el medio ambiente y se diseminan por el viento, las lluvias, pasturas naturales, forrajes que fueron previamente infestados por heces de felinos domésticos y silvestres, que van a producir la infección en los animales de producción (Tenter et al., 2000).

1.6.5.6. Del ambiente

La cría de ganado en libertad se asocia inevitablemente a la presencia de Toxoplasmosis, los animales mantenidos en pastizales tienen la infección debido a la presencia de ooquistes (Tenter et al., 2000). Entendemos que la infestación por *Toxoplasma gondii* son menos frecuentes en regiones con clima frío que en regiones con clima cálido y húmedo (Tenter et al., 2000).

Existe un efecto acumulativo de la edad en animales, que resulta en prevalencias muy altas de infección (Tenter et al., 2000).

1.6.5.7.Felinos

Los gatos podrían ingerir quistes tisulares de hospederos intermediarios, al cazar pequeños mamíferos y aves infectados, y consumir su carne cruda. Depende de la especie hospedera, hasta aproximadamente el 73% de los pequeños roedores y hasta el 71% de la fauna aviar silvestre puede estar infectada con *Toxoplasma gondii* (Tenter et al., 2000). Un gato parasitado con toxoplasmosis puede excretar varios millones de ooquistes, la excreción de ooquistes inmaduros ocurre después de ingerir bradizoítos presentes en los quistes tisulares (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017), los gatos también pueden autoinfectarse al ingerir sus propios ooquistes esporulados.

1.6.5.8.Camélidos sudamericanos

La infección en la mayoría de los huéspedes infectados es asintomática, en camélidos se consideran relativamente resistentes a la toxoplasmosis clínica (Dubey et al., 2014). La presentación clínica de la enfermedad es diversa, varía entre individuos y depende de otros factores como el estado inmunológico del huésped y la cepa del parásito (Munoz et al., 2011).

1.6.5.9.Importancia económica

Las naciones podrían contrarrestar o minimizar el riesgo gracias a la inversión pública en las enfermedades zoonóticas, mediante el control, vigilancia y la atención de desastres. (Solórzano Thompson et al., 2020). El objetivo de estas investigaciones es realizar un cálculo del impacto económico social de la prevención de enfermedades en animales y su efecto en la salud pública. (Solórzano Thompson et al., 2020).

La cría de camélidos sudamericanos es de gran importancia económica en la región altoandina, los problemas reproductivos constituyen una de las principales limitantes para el mejoramiento genético, reportándose una tasa de natalidad del 45% y una mortalidad neonatal que fluctúa entre

el 9 y 57%, estimándose pérdidas económicas de 1.5 millones de dólares anuales. (Serrano-Martínez et al., 2007).

1.6.5.10. Importancia en la salud pública

La toxoplasmosis congénita por infección con ooquistes o por quistes tisulares que contaminan los alimentos, incluso también cuando en el embarazo presenta toxoplasmosis crónica, saliendo el parásito por razones que se desconocen de los quistes tisulares de la madre, dando inicio a la invasión y posterior diseminación tisular, atravesando la barrera placentaria hasta llegar al feto (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017), la transmisión al embrión genera cuadros graves en el feto y recién nacido como la encefalitis toxoplásmica, coriorretinitis, además del aborto (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

La infección congénita podría producir una amplia variedad de manifestaciones en el bebé, desde hidrocefalia, microcefalia, calcificaciones cerebrales, retinocorioidinitis, ceguera, epilepsia, retraso motor y anemia (Munoz et al., 2011).

1.6.7 Transmisión

Los camélidos son herbívoros estrictos por ende una de las principales fuentes infectivas son los ooquistes esporulados de *T. gondii*, diseminados por los felinos (Dubey, 2020), los animales al aire libre están expuestos al suelo y agua que son fuentes potenciales de infección, la transmisión y subsecuente infección de toxoplasmosis en un hospedador, dependen de múltiples factores, incluida la proximidad de gatos domésticos, condición climática y el tipo de suelo (Dubey, 2020).

1.6.7.1. Transmisión horizontal

Toxoplasma gondii en su transmisión horizontal implica ingestión de ooquistes, quistes tisulares o taquizoítos (Tenter et al., 2000).

Los herbívoros como camélidos sudamericanos adquieren la infección mayormente por la ingestión de agua y alimento contaminado con ooquistes esporulados (Dubey et al., 2014). En

condiciones experimentales, después de la ingestión de ooquistes de *Toxoplasma gondii*, los esporozoitos se exquistan en el intestino delgado, multiplicándose inicialmente en el intestino y ganglios linfáticos mesentéricos antes de invadir otros órganos (Dubey et al., 2014).

1.6.7.2. Transmisión vertical

Toxoplasma gondii se transmite verticalmente por taquizoítos que ingresan al feto transplacentariamente (Tenter et al., 2000). Está demostrado que *toxoplasma gondii* se transmite de madres a crías a través de la lactancia materna, de la placenta o durante el parto (Grandía G. et al., 2013).

Las transmisión se realiza directamente a través de vasos sanguíneos placentarios, con inflamación inicial del corion o provocando placentitis con multiplicación en las células sincitiales para posteriormente pasar a la sangre fetal por un mecanismo de pinocitosis (Martín Hernández & García Izquierdo, 2003).

1.7 Respuesta inmune frente a T. gondii

La infección determina una respuesta inmune ampliamente polarizada hacia una respuesta Th1. Primero, las células dendríticas entre otras células del sistema inmune innato reconocen moléculas conservadas de *Toxoplasma gondii* induciendo altos niveles de IL-12 que posteriormente actuará de puente en la respuesta inmune innata y adaptativa, pues es la responsable de la secreción de IFN – γ por las células *natural killer* y también los linfocitos T. (Muro et al., 2010). Finalmente, los niveles altos de IFN – γ inducen mecanismos efectores capaces de controlar la infección (producción de óxido nítrico como mediador de la inflamación siendo responsable de la acción efectora y el desarrollo de la respuesta CD8+ citotóxica contra las células infectadas con T. gondii) (Muro et al., 2010). Estos mecanismos no permiten eliminar al parásito y la infección se mantiene en un estadio crónico o persistente.

Cuando el parásito evade la respuesta inmune de las mucosas se activa la inmunidad humoral y celular (Martín Hernández & García Izquierdo, 2003). Al activarse el sistema inmune se generan

anticuerpos de los isotipos IgM, IgA, IgG, siendo estos de vital importancia para el diagnóstico de toxoplasmosis (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

1.7.1 Humoral

Estudios en diferentes especies demuestran que los anticuerpos Ig G se persisten en el organismo durante toda la vida del hospedador (Grandía G. et al., 2013). Durante la respuesta inmune humoral en la infección, se induce la producción de inmunoglobulinas de tipo Ig M e Ig G (Martín Hernández & García Izquierdo, 2003).

En la respuesta humoral aparecen las Ig M contra *Toxoplasma gondii* aparecen en una o dos semanas y persisten por 12 a 16 semanas, mientras que las Ig G aparecen de 2 a 4 semanas pero persisten durante toda la vida (Grandía G. et al., 2013). Los Linfocitos T CD4⁺, a través de las interleucinas estimulan a los linfocitos B para producir anticuerpos Ig G, Ig A, Ig E, que actúan a los pocos días de la infección. (Munoz et al., 2011).

1.7.2 Celular

La respuesta inmunitaria celular esta mediada por los linfocitos T (CD4+, CD8+ y macrófagos) destacando el importante papel de los felinos con Toxoplasmosis, este mecanismo limita la excreción reiterada de ooquistes y la reinfección (Grandía G. et al., 2013).

Los linfocitos T CD4+y CD8+ activamente secretan interleucinas (IL-2, IL-4, IL-5, IL10) y también interferón gama (IF- γ) la actividad del macrófago se ve estimulada, brindándole resistencia y ayudando a eliminar los taquizoítos intracelulares, algunos linfocitos T tambien liberan factores que interfieren directamente en la multiplicación del parásito. Por otro lado los linfocitos T CD8+ destruyen las células infestadas con los taquizoítos (Grandía G. et al., 2013).

Los linfocitos T CD4⁺ (regulan la respuesta inmunitaria a *Toxoplasma gondii*) y CD8⁺ (desempeñan el papel de linfocitos efectores contra el parásito) son importantes para que el huésped sobreviva a las infecciones a largo plazo (Munoz et al., 2011).

La respuesta inmune celular engloba a los macrófagos, linfocitos y descarga de diferentes citoquinas (interferón gamma (IFN- γ) y el factor de necrosis tumoral alfa (TNF- α), por razones desconocidas estos dos forman sinergia, induciendo la diferenciación del taquizoíto a bradizoíto formando el quiste tisular) (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017). El quiste formado permanece el resto de vida del hospedero (forma crónica).

El proceso de destrucción causado por el parásito puede detenerse al activarse la inmunidad celular y la formación de anticuerpos circulantes que contienen al parásito, solamente al encontrarse fuera de la célula.(Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017), la acción de los anticuerpos se limita en tejidos de poco acceso, como el SNC y el ojo (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

1.7.2.1.Anticuerpos Ig G

Los anticuerpos IgG específicos se manifiestan en el suero durante la segunda semana de infección, llegando al grado máximo en uno o dos meses, y persistiendo durante un periodo fluctuante y disminuyendo paulatinamente, si bien persisten títulos detectables durante el resto de la vida del hospedador (Acha & Szyfres, 2003). Se puede usar el test de avidéz para saber el tiempo de infección, basado en el principio de que en el tiempo madura la afinidad a los sitios de unión (Acha & Szyfres, 2003).

1.7.2.2.Anticuerpos Ig M

En la fase aguda las Ig M alcanzan su punto máximo durante el primer mes de la enfermedad y perduran un promedio de 8 meses (Acha & Szyfres, 2003). Los anticuerpos Ig M aparecen y desaparecen antes que

los anticuerpos Ig G (Acha & Szyfres, 2003). Su ausencia descarta una infección cercana, por el contrario su presencia implica continuar los estudios.

1.7.2.3. Anticuerpos Ig A

Considerado también como una forma de demarcar la fase aguda, comprobándose que, al igual que la IgM permanece positivo varios meses después de la primera infección, el porcentaje de IgA residuales es mucho menor que el de las IgM. la cinética de la producción de IgA específica es prácticamente similar a la de la IgM, apareciendo un poco más tarde y desaparece más prematuramente. La presencia de Ig A brinda un mejor diagnóstico junto con la presencia de las Ig M (Acha & Szyfres, 2003).

1.8 Diagnóstico

El diagnóstico de toxoplasmosis se puede lograr mediante la demostración del parásito en muestras biológicas o mediante la detección de anticuerpos específicos (Sensini, 2006). Ante una primera infección, se produce la toxoplasmosis aguda, está al presentarse en individuos inmunocompetentes, la enfermedad transcurre de forma asintomática y aparentemente autolimitada. Posteriormente se libera IFN – γ por el sistema inmune, los taquizoítos se transforman en bradizoítos que se alojan en el quiste tisular, permaneciendo durante toda la vida del hospedero, esto resultando en la enfermedad crónica (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

1.9 Análisis serológico

Se debe considerar que todos los resultados de las pruebas representan partes de un rompecabezas, donde cada pieza tiene su propio significado especial. Algunas piezas parecen fuera de lugar por lo que su interpretación final solo se puede lograr cuando se considera el rompecabezas como un todo (Sensini, 2006).

El serodiagnóstico consiste en la detección de distintos tipos de anticuerpos (IgA, IgM, IgG e IgE) que presentan patrones específicos que varían dependiendo del tiempo de infección. Los anticuerpos IgM se expresan al principio de la infección, indicando una infección aguda, sin embargo, su permanencia variable es de alrededor de 1 a 6 meses (Zhang et al., 2016) Los anticuerpos IgG se elevan luego de dos meses de la

infección y disminuyen una vez controlada la infección, produciéndose en niveles bajos de por vida (Zhang et al., 2016). La detección de IgG e IgM es la más común en el diagnóstico de toxoplasmosis. Después de la infección por *Toxoplasma gondii*, las inmunoglobulinas se producen sucesivamente y la cinética de producción de anticuerpos puede ayudar a establecer la etapa de la infección en la que se encuentra el hospedero. La Ig A y la Ig M se producen por primera vez 1 semana después de la infección y alcanzan la meseta en un mes y luego disminuyen de 1 a 6 meses, el resultado de inmunoglobulinas M podría indicar infecciones agudas, recientes o pasadas, para esto existen pruebas complementarias como la detección de Ig A específica, el análisis de títulos de Ig G o la prueba de avidéz de Ig G, que nos permiten una mejor determinación del estadio de la infección (Zhang et al., 2016). La Ig G específica alcanza una meseta entre 2 y 3 meses desde el inicio de la infección luego disminuye y persiste con títulos residuales de por vida. Un resultado de Ig G indica una infección pasada, pero no permite determinar con precisión el inicio de la infección (Zhang et al., 2016).

1.10 Ensayo inmunoenzimático ligado a enzimas (ELISA)

ELISA presenta distintas variantes como: Directo, indirecto, de captura y competitivo. Permitiendo la determinación de antígenos, excepto el método indirecto que solo detecta anticuerpos (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017). En estudios serológicos que se realizaron ambas pruebas antes mencionadas resultaron negativas, por la prueba de ELISA el 92.8% de estos sueros resultaron positivos, esta prueba está diseñada para detectar bajas concentraciones de antígenos tanto para IgM e IgG en suero, que nos permite distinguir infecciones agudas y crónicas (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017). La interpretación de la prueba de ELISA si es cuantitativa solamente se observa desarrollo de color en la seropositividad, pero si la prueba es cuantitativa, se mide la intensidad del color desarrollado a una determinada longitud de onda (nanómetros), la lectura de la absorbancia es proporcional a la magnitud de reacción antígeno – anticuerpo, cada empresa que produce kits de diagnóstico marca su valor de corte. (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017). Este método presenta ventajas, limitando el riesgo al manipular, automatización y la estabilidad de los reactivos usados. Junto a una gran sensibilidad y especificidad lo hacen imprescindible

para el diagnóstico parasitosis e infecciones. Este ensayo puede ser usado en búsqueda de antígenos y anticuerpos en diferentes tipos de muestras (Martín Hernández & García Izquierdo, 2003). Utiliza anticuerpos conjugados con una enzima (capaz de una reacción de óxido-reducción). El anticuerpo conserva la capacidad de adherirse de forma específica al antígeno, el sustrato se precipita en un producto colorido (Galván Ramírez, & Mondragón Flores, 2017).

1.10.1 ID Screen Toxoplasmosis Indirecta Multiespecies

ELISA multiespecies indirecta para la detección de anticuerpos en suero, incluidos rumiantes, cerdos, perros y gatos.

1.11 Análisis serológico

Para determinación la presencia de anticuerpos contra *T. gondii* en los sueros, se empleará el kit de ELISA comercial ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multi-species (ID VET®, Montpellier, Francia). Este consiste de un ELISA indirecto multi-especies, que permite la detección de anticuerpos en suero, plasma o jugo de carne de músculo de perros, gatos, rumiantes, cerdos y otros mamíferos.

El procedimiento comprende la dilución de 10 µL del control negativo y positivo en 90 µL de diluyente por pocillo (1:10), los cuales se agregaron a 4 pocillos de cada placa utilizada. En el resto de los pocillos se distribuyeron diluciones 1:10 de las muestras de suero problema, las que se incubaron 45 minutos (± 4) a 25°C (± 5) en una estufa de cultivo.

Posteriormente, se procede a lavar 3 veces la placa, con aproximadamente 300 µL de solución de lavado, posteriormente agregar 100 µL de una dilución 1:10 de un anticuerpo secundario multi-especie conjugado a peroxidasa. Las microplacas, fueron incubadas 30 minutos (± 3) a 21°C (± 5), para posteriormente ser lavadas 3 veces con solución de lavado. A continuación, se agregó a cada pocillo 100 µL de solución de revelado, el cual se incubó 15 minutos (± 2) a 21°C (± 5) en oscuridad. Finalmente, se agregó 100 µL de una solución de detención de la reacción a cada pocillo y se leyó en un lector de placas de ELISA (Bio-Rad®, U.S.A.) a una longitud de onda de 450 nm.

1.11.1 Principio de prueba

- Los pocillos están recubiertos con el antígeno P30 de *Toxoplasma gondii*.
- Las muestras que se van a analizar y los controles se añaden a los micropocillos. Los anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii*, al estar presentes, forman un complejo antígeno-anticuerpo.
- A los micropocillos se les añade un anticuerpo multiespecies peroxidasa (HRP), el conjugado. Se une a los anticuerpos anti-*T. gondii*, formando un complejo antígeno-anticuerpo-conjugado-HRP.
- Después del lavado, añadir la solución de sustrato (TMB) para eliminar la cantidad excesiva de conjugado.
- La tinción resultante depende de la cantidad de anticuerpos específicos presentes en el análisis. En presencia de anticuerpos, resalta una solución azul que se vuelve amarilla posterior a la adición de la solución de parada. En ausencia de anticuerpos, no aparece coloración.
- La lectura de microplacas se realiza en 450 nm.

1.11.2 Patrones serológicos

1.11.2.1. Ig G e Ig M negativa

Se considera que un individuo es susceptible a la infección por *T. gondii* cuando no se detectan anticuerpos específicos en las muestras de suero (Sensini, 2006).

1.11.2.2. Ig G negativa e Ig M positiva

Los anticuerpos Ig M son marcadores característicos de la infección aguda que aparecen al inicio de la infección y persisten durante periodos variables, pero su detección depende del tiempo y está determinada por la sensibilidad de la prueba (Sensini, 2006). Cabe mencionar que se produce un pico de producción de anticuerpos Ig A tras la infección primaria, poco después de la detección de Ig M. dado que no se considera que la Ig A se produzca de forma natural, la presencia simultánea de Ig M e Ig A denota una infección primaria (Sensini, 2006).

1.11.2.3. Ig G positiva e Ig M negativas

La detección de Ig G sin Ig M define el patrón serológico clásico de infección pasada. Pero no excluye una infección aguda al principio del embarazo. Esto ocurre en pacientes que presentan una rápida disminución del título de Ig M. En tal caso es aconsejable utilizar pruebas como Ig A y avidéz de Ig G (Sensini, 2006).

1.11.2.4. Ig G e Ig M positiva

Una de las situaciones más difíciles ocurre cuando la Ig G y la Ig M son positivas y se desconoce el estado serológico antes de embarazo, los títulos de Ig G pueden mostrar una gran variabilidad entre individuos, un resultado positivo para Ig M puede interpretarse como, primero un resultado positivo verdadero que indica una infección adquirida recientemente, segundo un resultado positivo verdadero que índice una infección pasada o tercero un resultado falso positivo (Sensini, 2006). La IgM puede detectarse durante un largo periodo después de la infección aguda y por lo tanto un resultado positivo verdadero no puede discriminar entre una infección aguda reciente y una pasada. Los anticuerpos Ig A aparecen poco después de las Ig M y persisten entre 6 y 7 meses luego del inicio de la infestación, pero en algunos sujetos persiste por más de un año por lo tanto un resultado negativo de Ig A no excluye una infección aguda y un resultado positivo de Ig A no indica necesariamente una infección aguda (Sensini, 2006).

1.12 Lesiones patológicas

Toxoplasma gondii tiene la habilidad de infectar cualquier célula nucleada (Muro et al., 2010). Primero, se adhiere a la célula mediante las roptrias y micronemas (liberando adhesinas involucradas en el reconocimiento y la adhesión) del parásito (Muro et al., 2010). La formación de nuevos taquizoítos coincide con la fase aguda de la infección. Durante la destrucción celular se producen lesiones en los tejidos y se observan focos necróticos rodeados de linfocitos, monocitos y células plasmáticas (Grandía G. et al., 2013). En alpacas después de la ingestión experimental de ooquistes, se exquistan presentando gastritis, enteritis y

existiendo evidencia de infección diseminada asociada a necrosis (Dubey et al., 2014). Algunos ratones alimentados con ooquistes mueren con enteritis antes de que ocurra la infección en el cerebro.

1.13 Tratamiento

Para el tratamiento se sugiere sulfonamidas y pirimetamina que tienen efecto sinérgico, también la espiramicina como profiláctico en embarazadas al no ser tóxica y no atravesar la placenta (Dubey, 2020).

Existe eficacia del fármaco anticoccidial toltrazuril (TZ) para reducir la carga de quistes tisulares en corderos infectados experimentalmente (Dubey, 2020). En el tratamiento, los fármacos utilizados sólo actúan contra los taquizoítos, no limitan la infección al no actuar sobre los quistes tisulares.

1.14 Prevención y control

Debido a la versatilidad de *Toxoplasma gondii* y a su compleja Epidemiología, no es posible recomendar estrategias para el control o la prevención de la enfermedad que sean eficaces (Tenter et al., 2000). El tratamiento seguido es impráctico. La prevención debe orientarse fundamentalmente en restringir el acceso de felinos a músculos y vísceras crudas de todas las especies tanto domésticas o silvestres, con la finalidad de desarrollar inmunidad exponer a hembras jóvenes no empadradas, a pastizales infestados (Leguía Puente & Guillermo Manuel, 1999). La castración de gatos se debe implementar como medida para la controlar la población felina.

CAPÍTULO II

II METODOLOGÍA

La investigación realizada corresponde a un estudio epidemiológico que determina la presencia de anticuerpos contra la proteína P30 presente únicamente en *Toxoplasma gondii* y luego se calculó la prevalencia de la enfermedad en las alpacas del distrito de Vinchos.

Para un mejor entendimiento el presente trabajo de investigación está dividido en 3 fases: Preanalítico, Analítico, Post analítico.

2.1 Fase pre analítica

- La recolección de muestras que se realizó junto con una adecuada extracción de sangre y siguiendo los protocolos necesarios para el uso del presente estudio. Se prestó especial atención en las muestras para evitar cualquier error y alteración del suero podría afectar directamente al análisis de la prueba. La punción directa de la vena yugular fue utilizada y obtuvimos un total de 184 muestras.
- Utilizando el protocolo siguiente: Los muestreos se realizaron entre las 5 y 10 de la mañana, en sus respectivos dormideros. Para la toma de muestras se utilizó tubos vacutainers estériles al vacío sin anticoagulante y con gel de separación, color amarillo de 5 cc y agujas de doble entrada N° 20 x 1 pulgada. Se identificaron las muestras asignándoles un código de identificación, teniendo en cuenta la edad del animal y centro poblado del que proceden, una vez obtenida la muestra se dejó en reposo a temperatura ambiente y fuera de la luz solar por aproximadamente 20 min antes de ponerlas en la caja isotérmica con gel refrigerante entre 3 y 9 C°. Las muestras obtenidas fueron transportadas al laboratorio para ser centrifugadas a 3000 r.p.m. por 5 minutos para poder dividir el suero (previamente identificadas de las muestras) con ayuda de micropipetas; los sueros fueron trasvasados a

crioviales de 2 cc, y conservados a -20°C que fue controlado mediante termómetro digital, hasta su procesamiento posterior en la Escuela de Medicina Veterinaria, en el laboratorio de Parasitología Veterinaria con el kit de ELISA multiespecies indirecta.

2.2 Fase analítica

2.2.1 Información general

ELISA indirecto para la detección de anticuerpos contra la proteína P30 de *Toxoplasma gondii* en muestra de suero o plasma multiespecies (para uso in-vitro). ID.VET/ID Screen®.

2.2.2 Descripción y principio

- Los pocillos están sensibilizados con el antígeno P30 de *Toxoplasma gondii*.
- Las muestras por analizar y los controles son distribuidos en los pocillos. Los anticuerpos específicos anti-toxoplasma, si están presentes formarán un complejo antígeno-anticuerpo.
- Después del lavado, un conjugado multi-especies marcado a la peroxidasa (HRP) es añadido a los pocillos. Este se fija a los anticuerpos, formando un complejo antígeno-anticuerpo-conjugado-HRP.
- Después de la eliminación del exceso de conjugado, mediante lavado, se incorpora la solución de revelación (TMB).
- La coloración que resulta está vinculada a la cantidad de anticuerpos presentes en la muestra a analizar.
- En presencia de anticuerpos, aparece una coloración azul que se convierte en amarilla después de la adición de la solución de parada.
- En ausencia de anticuerpos en la muestra no aparece ninguna coloración.
- La densidad óptica para leer la microplaca es de 450 nm.

2.2.3 Componentes del kit

- Reactivos

- Microplacas sensibilizadas con el antígeno P30
- Control positivo
- Control negativo
- Conjugado concentrado (10x)
- Diluyente 2
- Diluyente 3
- Solución de lavado concentrada (20x)
- Solución de revelación (TMB)
- Solución de parada (0.5 M)

2.2.4 Procedimiento

Mantener los reactivos a temperatura ambiente ($21^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$) antes de emplearlos, homogenizarlos por Vórtex o por inversión.

- Distribuir:
 - 90 μl de diluyente 2 a cada microplaca
 - 10 μl de control negativo en los pocillos A1 y B1.
 - 10 μl de control positivo en los pocillos C1 y D1
 - 10 μl de cada muestra a analizar en los pocillos restantes.
- Cubrir la placa e incubar $45\text{min} \pm 4\text{ min}$ a $21^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$.
- Vaciar los pocillos. Lavar cada pocillo 3 veces con al menos 300 μl de la solución de lavado. Evitar el desecado de los pocillos entre cada lavado.
- Preparar el conjugado 1x diluyendo el conjugado 10x al 1/10 con el diluyente 3.
- Distribuir 100 μl del conjugado 1x a todos los pocillos.
- Cubrir la placa e incubar $30\text{ min} \pm 3\text{min}$ a $21^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$.

- Vaciar los pocillos. Lavar cada pocillo 3 veces con al menos 300 µl de la solución de lavado. Evitar el desecado de los pocillos entre cada lavado.
- Distribuir 100 µl de solución de revelación a todos los pocillos.
- Cubrir la placa e incubar 15 min ± 2 min a 21°C ± 5°C, en la oscuridad.
- Distribuir 100 µl de la solución de parada a todos los pocillos, para detener la reacción.
- Leer la densidad óptica a 450 nm.

2.3 Fase post analítica

2.3.1 Validación

Se valida el ensayo si:

- Valor medio de absorbancia del control positivo (**DOcp**) es superior a 0.350

$$\mathbf{DOcp > 0.350}$$

- El cociente entre las densidades ópticas medidas de los controles positivos y negativos (**DOcp y DOcn**) es superior a 3.

$$\mathbf{DOcp / DOcn > 3}$$

2.3.2 Interpretación

Para determinar el porcentaje de cada muestra, S/P (S/P%):

$$S/P \% = \frac{DO_{muestra} - DO_{CN}}{DO_{CP} - DO_{CN}} \times 100$$

Los muestreos que manifiestan un S/P%:

- Por debajo o igual a 40% son consideradas negativas.
- sobre 40% e inferior a 50% serán consideradas como dudosas
- Sobre o igual a 50% serán consideradas positivas

2.3.3 Sensibilidad

% de sensibilidad relativa (IC del 95%)	94.5 (87.6–98.2)
Sensibilidad medida	98,36 % (IC 95%: 95,29%-99,44%), n = 183.

2.3.4 Especificidad

% Especificidad relativa (IC del 95%)	97.9 (92.6–99.7)
Especificidad medida	99,42 % (IC 95%: 98.8%-100%), n = 689.

2.4 Poblacion y muestra

2.4.1 Tamaño muestral

Las alpacas hembra en el distrito de Vinchos, no se tienen registradas y la muestra de estudio se consideraron 184 muestras de suero en total, dentro de las cuales no se consideraron muestras hemolizadas, ictéricas ni lipémicas.

La toma de muestras realizada fue de 184 sueros de alpaca procedentes del distrito de Vinchos, por las condiciones geográficas como la altura y condiciones climáticas en donde se realizara el muestreo se consideró un error estimado del 8% usando la fórmula de muestreo probabilístico simple para poblaciones no conocidas o infinitas.

$$N = \frac{Z^2 * p * q}{E^2}$$

Donde:

N: tamaño de la muestra

Z: nivel de confianza 95%: (1.96)²

P: probabilidad de prevaencia: (0.5)

Q: 1-p: (0.5)

E: error estimado 8%: (0.08)

$$N = \frac{(1.96)^2 * (0.5) * (0.5)}{(0.08)^2} = 150.0625$$

El número de animales que se necesita muestrear es de 150.0625 alpacas, para el aprovechamiento total de los pocillos se realizó un muestreo de 184 alpacas.

2.4.2 Técnicas e instrumentos de recolección de datos

Observacional:

Participante: toma de muestras sanguínea, lectura e interpretación de resultados (ELISA multiespecies)

Artículos científicos:

Revisión y análisis de artículos científicos existentes para extraer información relevante

2.4.3 Técnicas de procesamiento y análisis de datos

Los resultados de las muestras son expresados de manera descriptiva, como porcentajes de muestras positivas analizadas en total, para las alpacas hembra del distrito de Vinchos. Los resultados obtenidos serán expresados en tablas, según procedencia, edad. La población muestreada es de un total de 184 alpacas denominados unidades experimentales obtenidos a partir de un muestreo aleatorio simple (MAS).

Para la realización del presente estudio se realizó un análisis estadístico descriptivo seguido de diferentes gráficos de comparación, para explicar el análisis estadístico utilizamos la prueba de Ji – cuadrado (χ^2) útil para analizar variables categóricas.

1.11.2.5. Prevalencia (PA)

En esta investigación el porcentaje de alpacas hembra que estuvieron expuestas a la proteína P30 de *Toxoplasma gondii*, se puede determinar el número de alpacas que este parásito infectó. A través de la siguiente fórmula (Thrusfield et al., 2018).

$$PA = \frac{\text{Casos positivos}}{\text{Total de muestras}} \times 100$$

1.11.2.6. Prevalencia real (PR)

Se determinó teniendo en cuenta la sensibilidad que incluye la tasa de los verdaderos positivos y especificidad que incluye la tasa los verdaderos negativos de la prueba de ELISA y se aplicó la siguiente fórmula (Thrusfield et al., 2018).

$$PR = \frac{P + \text{Especificidad} - 1}{\text{Sensibilidad} + \text{Especificidad} - 1}$$

1.11.2.1. Intervalo de confianza para media poblacional

El intervalo de confianza (IC) al $100(1-\alpha) \%$ para la media poblacional (Pastor Barriuso, 2012), está determinado por:

$$\bar{x} \pm t_{n-1, 1-\alpha} \frac{S}{\sqrt{n}}$$

Nivel de confianza denotada en términos porcentuales por $100(1-\alpha) \%$ - intervalo de confianza al 95% ($\alpha=0.05$)

\bar{x} = valor central del intervalo (media)

S= desviación típica muestral

n= número de muestras

2.5 Ubicación

La presente investigación se desarrolló en las comunidades de Occollo (altitud de 4069 m.s.n.m), Asabran, Cayramayo (4132 m. s. n. m), Huayraccasa (4250 m. s. n. m.) y Minas Corral (4354 m. s. n. m.) en el 2023, distrito de Vinchos, departamento de Ayacucho, provincia de Huamanga. El departamento de Ayacucho, de la región natural Puna (INEI, 2018), ubicado al centro – sur de los Andes; su relieve es muy abrupto por el cruce de las Cordilleras Rasuhilca (Sur) y Huanzo (Centro-Sur), que configuran el relieve de Ayacucho (Anabel Castro et al., 2020).

La realización del presente trabajo de investigación tanto la pre analítica, analítica y post analítica se realizó en la Universidad Nacional De San Cristóbal De Huamanga, E.P. Medicina Veterinaria, laboratorio de parasitología.

2.6 Materiales y equipos

Tabla 1.

Materiales físicos de campo

Descripción	Cantidad	Unidad de medida
Sogas	3	Unidad
Agujas doble entrada 20G	200	Unidad
Algodón	1	Paquete
Alcohol	1	Litro
Tubos vacutainer	200	Unidad
Cooler	1	Unidad
Overol	1	Unidad
Gel refrigerante	6	Unidad

Tabla 2.

Equipos de laboratorio

Descripción	Cantidad	Unidad de medida
Papel toalla	1	Rollo
Tubos eppendorf	1	Caja
Gradilla de laboratorio	4	Unidad
Micropipetas	4	Unidad
Tips	500	Unidad
Lavador de microplacas	1	Unidad
Lector de ELISA	1	Unidad
Temporizador	1	Unidad
Refrigeradora	1	Unidad
Agitador de microplacas	1	Unidad
Agua destilada	5	Litro
Centrifuga	1	Unidad

Tabla 3.

Materiales de laboratorio

Descripción	Cantidad	Unidad de medida
Alpacas	184	Unidad
Kit ELISA multiespecies	1	Paquete

Nota: como se muestra en la Tabla 3, el kit de ELISA multiespecies indirecta cuenta con 2 microplacas con 96 pocillos cada una, haciendo un total de 192 pocillos.

2.7 Problemas específicos

- ¿Cuáles serán los títulos de anticuerpos tipo Ig G de *Toxoplasma gondii* empleando la técnica de ELISA multiespecies indirecta, en muestras de suero de alpacas según procedencia?

- ¿Cuáles serán los títulos de anticuerpos tipo Ig G de *Toxoplasma gondii* empleando de la técnica de ELISA multiespecies indirecta, en muestras de suero de alpacas según edad?

CAPÍTULO III

III Resultados y discusión

3.1 Seroprevalencia de toxoplasmosis en alpacas

De acuerdo con la investigación realizada en el distrito de Vinchos de las 184 muestras obtenidas y analizadas para determinar la prevalencia de Toxoplasmosis crónica en alpacas empleando el método diagnóstico de ELISA indirecta de ADN recombinante, los niveles de Ig G específica para toxoplasmosis crónica expresados en D.O. (densidad óptica) de los sueros analizados se puede apreciar en la tabla 4 y 5.

Tabla 4.

Seroprevalencia por procedencia de los centros poblados Huayracasa, Occollo, Minas Corral y Asabran del Distrito de Vinchos

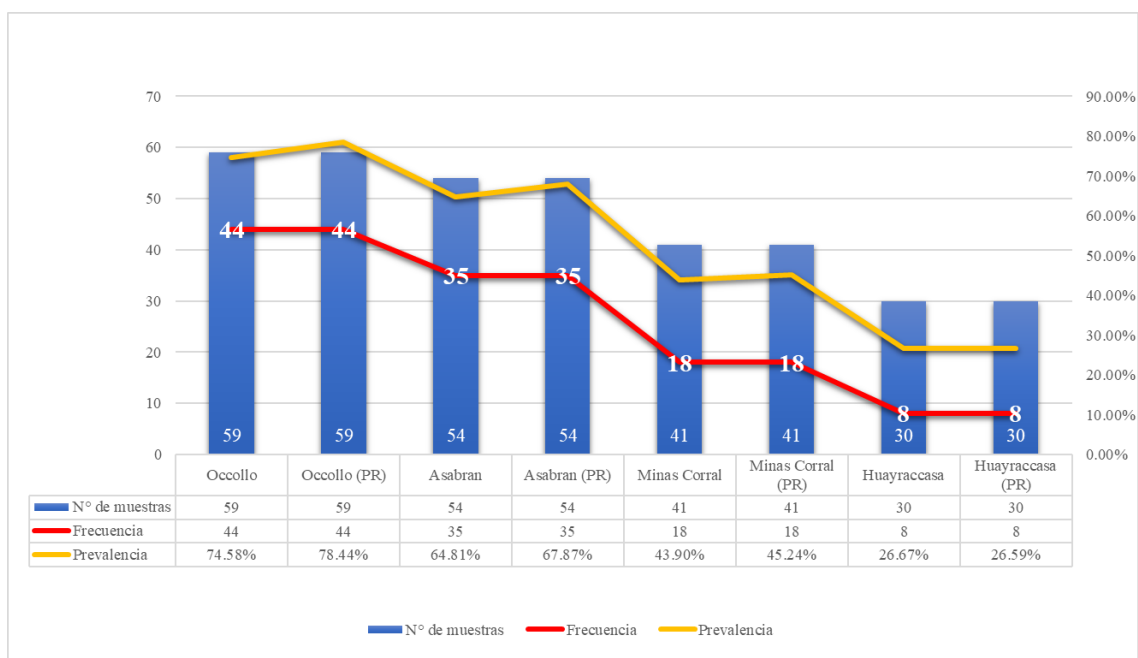
Procedencia	Nº de muestras	Frecuencia	Prevalencia	IC del 95%	Prevalencia real (PR)	IC del 95% (PR)
Occollo	59	44	74.58%	0.635 - 0.857	78.44%	0.679 - 0.889
Asabran	54	35	64.81%	0.521 - 0.776	67.87%	0.554 - 0.803
Minas Corral	41	18	43.90%	0.287 - 0.591	45.24%	0.300 - 0.605
Huayracasa	30	8	26.67%	0.108 - 0.425	26.59%	0.108 - 0.424
TOTAL	184	105	57.07%	0.499 - 0.642	59.49%	0.524 - 0.666

$X^2= 22.922$ $p= 0.000$ $GI= 3$

Como podemos observar en la tabla 4. El presente estudio muestra que de acuerdo con los resultados plasmados de un total de 184 alpacas muestreadas en relación a su procedencia (centro poblado), los niveles de Ig G determinados por ELISA multiespecies indirecta en función a la zona de toma de muestras indica que la proporción con mayor seroprevalencia de toxoplasmosis es Occollo, seguido de Asabran, Minas Corral y por último con una proporción menor Huayracasa, todos los centros poblados mencionados pertenecen al distrito de Vinchos.

Figura 1.

Prevalencia y prevalencia real por procedencia en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024



Nota: Como podemos observar en la figura 1, evidencia la prevalencia de toxoplasmosis crónica en alpacas que muestra una tendencia mayor del centro poblado de Occollo, seguido de Asabran, de Minas Corral y también se muestra una tendencia menor respecto a la prevalencia del centro poblado de Huayraccasa.

Tabla 5.

Seroprevalencia de alpacas por edad del Distrito de Vinchos

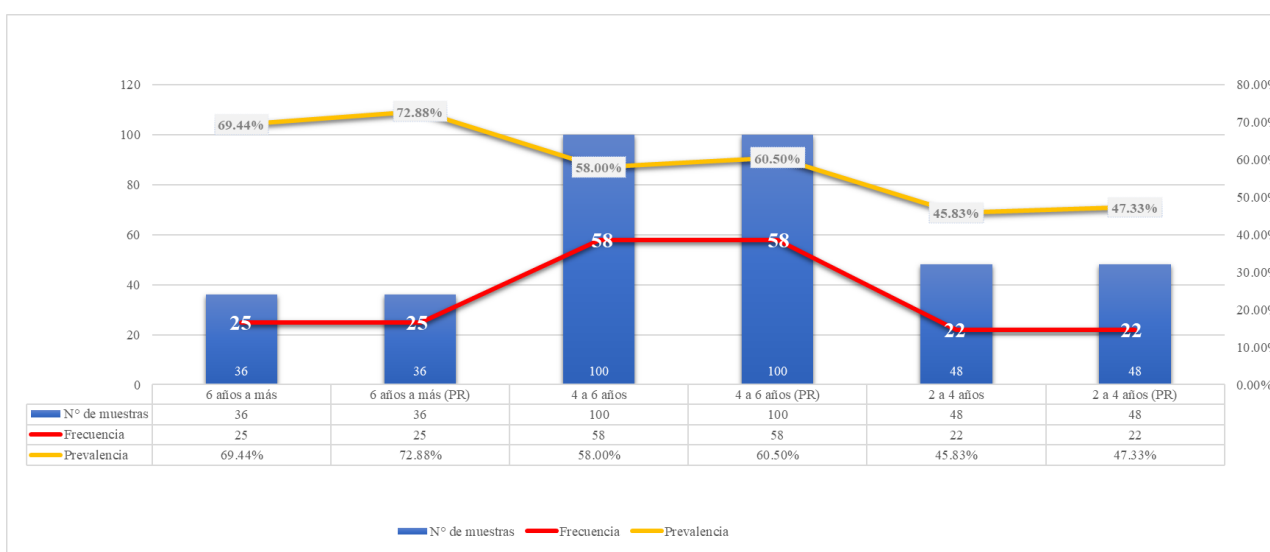
Edad (Años)	N° de muestras	Frecuencia	Prevalencia	IC del 95%	Prevalencia real (PR)	IC del 95% (PR)
6 a más	36	25	69.44%	0.544 - 0.845	72.88%	0.584 - 0.874
4 - 6	100	58	58.00%	0.483 - 0.677	60.50%	0.509 - 0.701
2 - 4	48	22	45.83%	0.317 - 0.599	47.33%	0.332 - 0.615
TOTAL	184	105	57.07%	0.499 - 0.642	59.49%	0.524 - 0.666

$X^2= 4.759$ $p= 0.093$ $G1= 2$

Nota: Como podemos observar en la tabla 5. Los resultados del muestreo de un total de 184 alpacas presentada en seroprevalencia por edad analizados con ELISA multiespecies indirecta, Ig G, nos indica que, la edad de 6 años a más representa una mayor presencia en comparación a otras edades, seguido de 4 y 6 años, para las edades de 2 a 4 años, siendo baja en comparación a otras edades, lo que indica que existe una relación entre la edad y la exposición al parásito.

Figura 2.

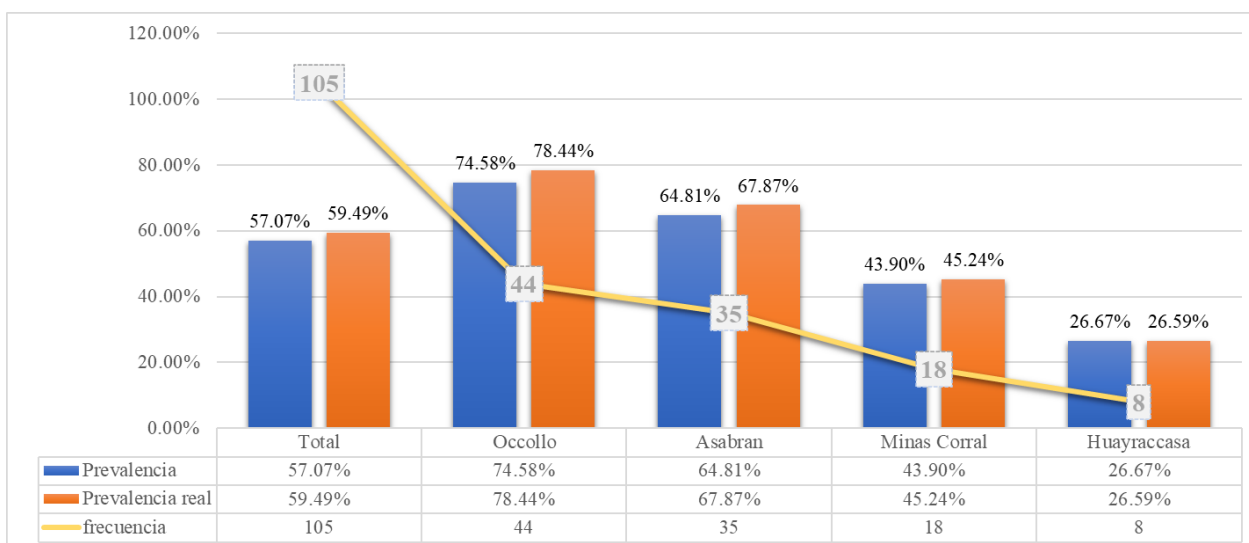
Prevalencia y prevalencia real por edad en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024



Nota: Como podemos observar en la figura 2, muestra la prevalencia crónica de toxoplasmosis en alpacas de 6 años a más (25 positivos de un total de 36 muestras). Con una tendencia mayor respecto a las demás, también se muestra la seroprevalencia de 4 a 6 años (58 positivos de un total de 100 muestras). Y por último con una tendencia menor respecto a las demás toxoplasmosis crónica en alpacas de 2 a 4 años (22 positivos de un total de 48 muestras).

Figura 3.

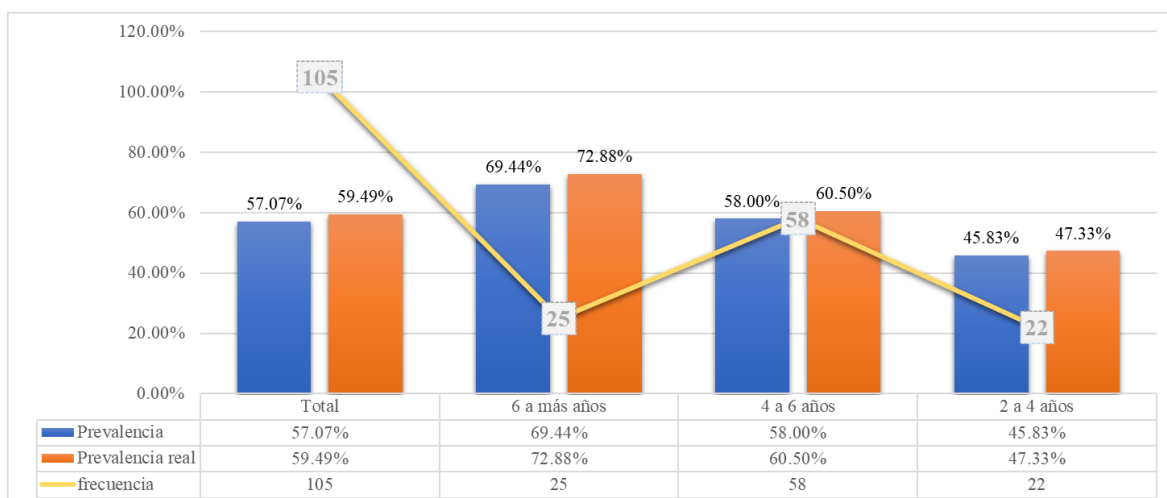
Prevalencia y prevalencia real por procedencia en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024



Como podemos observar en la figura 3, la prevalencia real de *Toxoplasma gondii* en alpacas en el distrito de Vinchos determinado por ELISA multiespecies indirecta con el kit comercial ID Screen® Toxoplasmosis Indirect Multi-species anti-*Toxoplasma gondii* (ID VET®, Montpellier, Francia) evidencian resultados significativos sobre la carga de toxoplasmosis en la población de alpacas, los niveles de inmunoglobulinas G (toxoplasmosis crónica) revelan variaciones notables según su procedencia, al aplicar la prueba de Ji - cuadrado ($X^2 < 22.922$) se establece que las diferencias entre las proporciones observadas entre los grupos son estadísticamente significativas, se rechazándose la hipótesis nula y se aceptándose la alterna ($p=0.000$), esto indica que existen variaciones en la prevalencia de *Toxoplasma gondii* conforme a la procedencia de las alpacas.

Figura 4.

Prevalencia y prevalencia real por edad en alpacas del distrito de Vinchos. Ayacucho 2024



La prevalencia de toxoplasmosis en función a la edad de las alpacas muestreadas el grupo con mayor seropositividad a la toxoplasmosis revela patrones interesantes en relación a la edad, basado en las muestras analizadas este hallazgo sugiere que la edad podría influir en la exposición a *Toxoplasma gondii*, posiblemente debido a un contacto más prolongado con factores de riesgo a lo largo del tiempo, sin embargo es importante destacar la prueba de Ji - cuadrado ($X^2 > 4.759$) determinó que se acepta la hipótesis nula, lo que implica que no hubo asociación estadísticamente significativa entre la prevalencia de toxoplasmosis y los diferentes grupos de edad en alpacas hembra del distrito de Vinchos ($p=0.05$), esto sugiere que, a pesar de la alta seroprevalencia observada en las alpacas mayores, la edad por sí misma no es un factor determinante en la infección por *Toxoplasma gondii*.

Según Basso (2020), las diferencias en el tipo de manejo, la posibilidad de contacto con hospederos definitivos y las condiciones geográficas o la coinfección pueden influir en la seroprevalencia de toxoplasmosis, de forma similar los estudios muestran que el 82.3% (308/374) alpacas resultaron seropositivas, mediante el análisis de ELISA TOXO-MS. Por otro lado Berger (2011) estos resultados concuerdan con la seroprevalencia observada en ovejas Suizas Analizada con ELISA TOXO-MS P30, y que podría estar relacionada con el tipo de manejo realizado, lo que permitiría un contacto estrecho con las

actividades humanas y con gatos domésticos, que contaminan los pastos con heces. Los camélidos sudamericanos a menudo comparten pastizales con las ovejas, estando expuesto a las mismas fuentes de infección, lo que evidencia una seroprevalencia alta en el distrito de Vinchos, lo que refuerza la idea de que la prevalencia es un problema significativo en la región.

Nuestros resultados en comparación a la seroprevalencia mundial son elevados, Moré (2008) en Argentina obtuvo una seroprevalencia del 30% mediante la prueba de (Inmunofluorescencia Anticuerpos de Fluorescencia) IFAT; así también Gebremedhin & Tadesse (2015) quienes trabajaron en Etiopía y encontraron una seroprevalencia del 49.62% por el método de ELISA (220/455). Abdallah (2020) en Argelia por el método de ELISA determinó una seroprevalencia del 15% lo que indicaría una baja seroprevalencia. Resultados que tienen una seroprevalencia media y baja en comparación al presente estudio, lo que indicaría un mejor manejo y control del ciclo biológico de la toxoplasmosis o deficiencias por el tipo de análisis realizado que como es normal las pruebas se van actualizando y mejorando en cuanto a la sensibilidad y especificidad.

Según la literatura cuando comparamos nuestros resultados con otros autores que utilizaron la misma prueba diagnóstica (ELISA multiespecies), encontramos lo siguiente, que nuestros resultados son semejantes a Bártoová (2017) que en República Checa tuvo como resultado una seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* de 52% con ELISA comercial ID Screen, de un total de 184 rumiantes exóticos. Nuestros resultados en seroprevalencia son inferiores a Basso (2020) que en Suiza por el método de ELISA multiespecies determinó una seroprevalencia de 82.3% (167/197). Aunque alta en comparación a Maliki (2022) que en Arabia Saudí por ELISA multiespecies determinó una seroprevalencia de 10.8%. Estos resultados son de especial relevancia por el tipo de análisis realizado.

Estudios realizados en el Perú y comparados con nuestros resultados muestran una prevalencia baja, Poma (2008) en Junín presenta una seroprevalencia de 21%, De la Cruz (2011) presentó una seroprevalencia de 8.53%, Chang (2012) presenta una seroprevalencia de 4.3% y Pinedo (2014) presentó una

seroprevalencia de 5.1%. esto también se observó en Puno, Saravia (2004) presentó una seroprevalencia de 10.2% (16/157), Marcas (2004) presenta 47.5% siendo esta la más alta junto con Gómez (2003) presenta un 53% se seroprevalencia en alpacas y un 32% en llamas, Loayza (2011) presentó una seroprevalencia de 36.7% y 6.5% en Huaycho y Huataywasi. Pastor (2003) presentó 14.8%.

Por otro lado, Chávez (2005 y 2014) presentó en los andes peruanos una seroprevalencia alta en 43 llamas de 55.8% y en 200 vicuñas 5.5%, también presentó una seroprevalencia baja en llamas de 24.9% (460/1845) y en alpacas una seroprevalencia de 24.6% (706/2874). En Huancavelica, Valencia (2009) se reportó una incidencia acumulada de 25% (27/108), Cuzco, Suárez (2004) detectó 34.5% y Ramírez (2005) reportó 35.7%, en Ayacucho Zuzunaga (2012) reportó 5.8%, estos resultados difieren con la investigación obtenida en esta investigación.

3.2 Conclusiones

- 1 La prevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas del distrito de Vinchos Ayacucho en el 2024, de los 184 animales muestreados, según procedencia y edad, resultaron positivos a *Toxoplasma gondii*, por el método de ELISA multiespecies, el análisis muestra una clara variabilidad en la seroprevalencia de toxoplasmosis entre las diferentes zonas del distrito de Vinchos, destacando la importancia de la ubicación geográfica en la epidemiología de la enfermedad, las diferencias en los niveles de Ig G pueden estar relacionadas con factores ambientales, prácticas de manejo o la densidad de la población de las alpacas muestreadas que actúan como hospedadores intermedios. Por lo tanto, la presente investigación confirma que existe evidencia serológica y estadística para indicar una alta seroprevalencia del parásito.
- 2 La alta seroprevalencia de toxoplasmosis analizada en suero de alpacas del distrito de Vinchos, especialmente en el grupo de mayor edad, enfatiza la importancia de investigar detenidamente esta situación epidemiológica. A pesar que no se encontró una asociación estadística significativa entre la edad y la prevalencia, la dinámica relacional entre el manejo y las interacciones ecológicas son factores críticos que deben ser evaluados en futuros estudios y en la implementación de medidas de control.
- 3 Aunque la edad en las alpacas parece influir en la seroprevalencia de toxoplasmosis, la falta de asociación estadística significativa sugiere que otros factores son más determinantes. La interacción con el ambiente, el manejo y la posibilidad de contacto con hospederos definitivos son elementos que deben de ser considerados en la investigación y en la elaboración de estrategias de control de la enfermedad.
- 4 Este análisis resalta la importancia de la vigilancia epidemiológica en la detección de *Toxoplasma gondii* en alpacas. La combinación de altas tasas de seroprevalencia y la evidencia de significancia estadística requiere un estudio en profundidad de los factores que contribuyen

a la infección en esta población, así como la implementación de buenas prácticas de manejo que reduzcan la exposición al parásito.

- 5 La seroprevalencia de anticuerpos tipo inmunoglobulinas G de *toxoplasma gondii* por medio del empleo del método diagnóstico de ELISA multiespecies indirecta en suero de alpacas según procedencia y edad evidencia con una seroprevalencia real total de 59.49% (IC del 95% 0.524 – 0.666) de las 184 muestras analizadas en el laboratorio, por lo tanto, indica una alta seroprevalencia del distrito de Vinchos.

3.3 Recomendaciones

- 1 La alta prevalencia observada en el distrito de Vinchos resalta la necesidad de implementar medidas de manejo adecuadas, esto incluye estrategias para limitar el contacto con gatos y mejorar las prácticas de manejo de pastizales. La identificación de factores de riesgo y la educación a los pobladores sobre las buenas prácticas pueden ser cruciales para controlar la infección en esta población.
- 2 La alta prevalencia detectada en el distrito de Vinchos resalta la importancia de ajustar las estrategias de control y manejo de la toxoplasmosis para proteger la salud de las alpacas, además de que la sensibilidad del kit de ELISA empleado para este estudio, sugiere que podría ser una herramienta valiosa para futuros estudios epidemiológicos y de diagnóstico en camélidos sudamericanos.
- 3 Se recomienda continuar con el monitoreo y realizar estudios adicionales para comprender mejor los factores que contribuyen a estas variaciones y su impacto en la salud de las alpacas del distrito de Vinchos.
- 4 El conocimiento de los factores de riesgo de infección es esencial para tomar decisiones sobre posibles medidas de intervención, en este caso para las alpacas la principal vía de infección, sería la ingestión de ooquistes que contaminan el alimento, agua y la transición transplacentaria secundaria, lo que amplificaría la importancia dentro del calendario de desparasitación alpaquera y

la importancia vital de brindar charlas sobre las consecuencias de la enfermedad parasitaria sobre los abortos que se producen durante la infección aguda de esta enfermedad.

- 5 La ausencia de gatos en el medio ambiente donde habitan las alpacas surge como un factor protector, los gatos la ser hospederos definitivos de *Toxoplasma gondii* son responsables de la contaminación ambiental con ooquistes, que sobreviven durante varios meses, menor a 2 años.
- 6 La alta seroprevalencia de la toxoplasmosis podría explicarse por la inmunosupresión de los animales por la falta de pasturas y el limitado acceso de agua disponible, además tener en cuenta el estado de preñes de las alpacas.

3.4 Referencias bibliográficas

- Abdallah, M.-C., Kamel, M., Karima, B., Samir, A., Mohammed Hocine, B., Djamel, K., Rachid, K., & Khatima, A.-O. (2020). First report of *Toxoplasma gondii* infection and associated risk factors in the dromedary camel (*Camelus dromedarius*) population in south East Algeria. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 22, 100475. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2020.100475>
- Acha, P. N., & Szyfres, B. (2003). *Zoonoses and communicable diseases common to man and animals. 3: Parasitoses* (3. ed.-2003). Pan American Health Organization.
- Al-Maliki, J. (2022). Serological and Molecular Surveillance of *Toxoplasma gondii* of Camels in Taif, Saudi Arabia. *Egyptian Journal of Veterinary Sciences*, 53(2), 219-227. <https://doi.org/10.21608/ejvs.2022.114309.1324>
- Anabel Castro, Cristina Davila, Wil Laura, Félix Cubas, Grina Avalos, Carlos López Ocaña, Donna Villena, Marcia Valdez, Julio Urbiola, Irene Trebejo, Lourdes Menis, & Dora Marín. (2020). Servicio nacional de meteorología e hidrología del Perú—SENAMHI proyecto apoyo a la gestión del cambio climático. En *CLIMAS DEL PERÚ - Mapa de Clasificación Climática Nacional 2020* (Primera edición: agosto de 2021, p. 128). Red activa soluciones graficas S.A.C. www.gob.pe/senamhi

- Barriga, O. O. (2002). *Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina* (Editorial Germinal, Santiago Chile). Editorial Germinal.
- Bártová, E., Kobédová, K., Lamka, J., Kotrba, R., Vodička, R., & Sedlák, K. (2017). Seroprevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in exotic ruminants and camelids in the Czech Republic. *Parasitology Research*, *116*(7), 1925-1929. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5470-6>
- Basso, W., Sollberger, E., Schares, G., Küker, S., Ardüser, F., Moore-Jones, G., & Zanolari, P. (2020). *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in South American camelids in Switzerland and assessment of serological tests for diagnosis. *Parasites & Vectors*, *13*(1), 256. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04128-9>
- Berger-Schoch, A. E., Bernet, D., Doherr, M. G., Gottstein, B., & Frey, C. F. (2011). *Toxoplasma gondii* in Switzerland: A Serosurvey Based on Meat Juice Analysis of Slaughtered Pigs, Wild Boar, Sheep and Cattle. *Zoonoses and Public Health*, *58*(7), 472-478. <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2011.01395.x>
- Chang H., K., Chávez V., A., Li E., O., Falcón P., N., Casas A., E., & Casas V., G. (2012). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en llamas hembra de la Sierra Central el Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *20*(2), 306-311. <https://doi.org/10.15381/rivep.v20i2.628>
- Chávez Velásquez, A., Aguado-Martínez, A., Ortega-Mora, L. M., Casas-Astos, E., Serrano-Martínez, E., Casas-Velásquez, G., Ruiz-Santa-Quiteria, J. A., & Álvarez-García, G. (2014). *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* seroprevalences in domestic South American camelids of the Peruvian Andes. *Tropical Animal Health and Production*, *46*(7), 1141-1147. <https://doi.org/10.1007/s11250-014-0618-1>
- Chávez Velásquez, A., Álvarez-García, G., Gómez-Bautista, M., Casas-Astos, E., Serrano-Martínez, E., & Ortega-Mora, L. M. (2005). *Toxoplasma gondii* infection in adult llamas (*Lama glama*) and vicunas

- (*Vicugna vicugna*) in the Peruvian Andean region. *Veterinary Parasitology*, 130(1-2), 93-97.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.03.023>
- Cook, A. J. C., Holliman, R., Gilbert, R. E., Buffolano, W., Zufferey, J., Petersen, E., Jenum, P. A., Foulon, W., Semprini, A. E., & Dunn, D. T. (2000). Sources of toxoplasma infection in pregnant women: European multicentre case-control study
 Commentary: Congenital toxoplasmosis—further thought for food. *BMJ*, 321(7254), 142-147. <https://doi.org/10.1136/bmj.321.7254.142>
- De la Cruz, H., Chávez V., A., Casas A., E., & Li E., O. (2011). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas hembras de la SAIS Pachacútec, sierra central del Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 22(1), 35-38. <https://doi.org/10.15381/rivep.v22i1.117>
- Diego, J. G. R., Olivares, J. L., Castilleja, Y. S., Alemán, Y., & Arece, J. (2013). *Cambios climáticos y su efecto sobre algunos grupos de parásitos*. 35(3).
- Dubey, J. P. (2010). *Toxoplasmosis of animals and humans* (2nd ed). CRC Press.
- Dubey, J. P. (2020). The history and life cycle of *Toxoplasma gondii*. En *Toxoplasma gondii* (pp. 1-19). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815041-2.00001-3>
- Dubey, J. P., Newell, T. K., Verma, S. K., Calero-Bernal, R., & Stevens, E. L. (2014). *Toxoplasma gondii* Infection in Llama (*Llama glama*): Acute Visceral Disseminated Lesions, Diagnosis, and Development of Tissue Cysts. *Journal of Parasitology*, 100(3), 288-294. <https://doi.org/10.1645/13-427.1>
- Dubey, J. P., Rickard, L. G., Zimmerman, G. L., & Mulrooney, D. M. (1992). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in llamas (*Lama glama*) in the northwest USA. *Veterinary Parasitology*, 44(3-4), 295-298. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(92\)90125-S](https://doi.org/10.1016/0304-4017(92)90125-S)
- FAO. (2005). *Situación actual de los Camélidos Sudamericanos en Perú*.

- Fox, B. A., Rommereim, L. M., Guevara, R. B., Falla, A., Hortua Triana, M. A., Sun, Y., & Bzik, D. J. (2016). The *Toxoplasma gondii* Rhostry Kinome Is Essential for Chronic Infection. *mBio*, 7(3), e00193-16. <https://doi.org/10.1128/mBio.00193-16>
- Gallegos Acero, R. F. (2013). Índices productivos de alpacas del centro de investigación y producción «La raya». *Revista Investigaciones Altoandinas - Journal of High Andean Investigation*, 15(02). <https://doi.org/10.18271/ria.2013.8>
- Galván Ramírez, M. de la L., & Mondragón Flores, R. (2017). *Toxoplasmosis Humana* (Primera edición). ECORFAN-México, S.C.
- Gebremedhin, E. Z., & Tadesse, G. (2015). A meta-analysis of the prevalence of *Toxoplasma gondii* in animals and humans in Ethiopia. *Parasites & Vectors*, 8(1), 291. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0901-7>
- Gómez O, F., Chávez V, A., Casas A, E., Serrano M, E., & Cárdenas, Ó. (2003). Determinación de la Seroprevalencia de Toxoplasmosis en alpacas y llamas en la estación experimental Inia-Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 14(1), 49-53.
- Grandía G., R., Entrena G., Á., & Cruz H., J. (2013). Toxoplasmosis en *Felis catus*: Etiología, Epidemiología y enfermedad. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 24(2), 131-149. <https://doi.org/10.15381/rivep.v24i2.2469>
- Hill, D. E., Chirukandoth, S., & Dubey, J. P. (2005). Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man and animals. *Animal Health Research Reviews*, 6(1), 41-61. <https://doi.org/10.1079/AHR2005100>
- INEI. (2013). *Resultados definitivos IV Censo Nacional Agropecuario 2012*.
- INEI. (2018). *Directorio Nacional de Centros Poblados Censos Nacionales 2017: XII de Población, VII de Vivienda y III de Comunidades Indígenas: Vol. tomo 2*.

- Kadwell, M., Fernandez, M., Stanley, H. F., Baldi, R., Wheeler, J. C., Rosadio, R., & Bruford, M. W. (2001). Genetic analysis reveals the wild ancestors of the llama and the alpaca. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 268(1485), 2575-2584. <https://doi.org/10.1098/rspb.2001.1774>
- Könning, D., Zielonka, S., Grzeschik, J., Empting, M., Valldorf, B., Krah, S., Schröter, C., Sellmann, C., Hock, B., & Kolmar, H. (2017). Camelid and shark single domain antibodies: Structural features and therapeutic potential. *Current Opinion in Structural Biology*, 45, 10-16. <https://doi.org/10.1016/j.sbi.2016.10.019>
- Leguía Puente & Guillermo Manuel. (1999). *Enfermedades parasitarias y atlas parasitológico de camélidos sudamericanos*. Editorial del Mar, EIRL, 1999.
- Llop Hernández, Alina, Jorge Zuaso Silva, & María Margarita Valdés - Dapena Vivanco. (2001). *Microbiología y Parasitología Médicas. Tomo I* (1.ª ed.). Editorial Ciencias Médicas.
- Loayza M., E., Casas A., E., Chávez V., A., Coronado S., L., & Venturini De Arana, C. (2011). Evaluacion de *Toxoplasma gondii* en llamas hembra de dos comunidades campesinas de la region de Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 22(3), 239-243. <https://doi.org/10.15381/rivep.v22i3.264>
- López, I. D. S. (2020). *Documento equivalente de proyecto de inversión pública: Mejoramiento de la cobertura de servicios para el incremento del valor genético de alpacas en las regiones de Arequipa, Puno, Huancavelica, Ayacucho, Pasco y Apurímac*.
- Marcas C., G., Chávez V., A., Casas A., E., García C., W., & Falcón P., N. (2004). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en llamas de dos fundos ganaderos de la provincia de Melgar, Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 15(1), 44-48. <https://doi.org/10.15381/rivep.v15i1.1561>
- Martín Hernández, I., & García Izquierdo, S. M. (2003). *Toxoplasmosis en el hombre*. 28(3), 10.

- Moré, G., Pardini, L., Basso, W., Marín, R., Bacigalupe, D., Auad, G., Venturini, L., & Venturini, M. C. (2008). Seroprevalence of *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii* and *Sarcocystis* sp. In llamas (*Lama glama*) from Jujuy, Argentina. *Veterinary Parasitology*, 155(1-2), 158-160. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.04.003>
- Munoz, M., Liesenfeld, O., & Heimesaat, M. M. (2011). Immunology of *Toxoplasma gondii*. *Immunological Reviews*, 240(1), 269-285. <https://doi.org/10.1111/j.1600-065X.2010.00992.x>
- Muro, A., Pérez-del-Villar Moro, L., Vicente-Santiago, B., & Pérez Arellano, J. L. (2010). Infecciones por otros protozoos: Criptosporidiosis, isosporosis, ciclosporiasis, microsporidiosis y toxoplasmosis. *Medicine*, 10(54), 3654-3663. [https://doi.org/10.1016/S0304-5412\(10\)70096-2](https://doi.org/10.1016/S0304-5412(10)70096-2)
- Pastor Barriuso, R. (2012). *Bioestadística* (Centro Nacional de Epidemiología – Instituto de Salud Carlos III). <http://www.isciii.es>
- Pastor V., J., Chávez V., A., Casas A., E., & Serrano M., E. (2003). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en Vicuñas de Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 14(1), 79-82. <https://doi.org/10.15381/rivep.v14i1.1609>
- Pinedo R., K., Chávez V., A., Rivera G., H., Pinedo V., R., & Suárez A., F. (2014). Frecuencia de *Toxoplasma gondii* Y *Neospora caninum* en Vicuñas (*Vicugna vicugna*) de la sierra central peruana mediante las técnicas de inmunofluorescencia indirecta y ELISA indirecta. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 25(1), 70-76. <https://doi.org/10.15381/rivep.v25i1.8470>
- Poma De La C., E., Chávez V., A., Casas A., E., Falcón P., N., & Zárata R., D. (2008). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas (*Lama Pacos*) en una unidad de producción de la sierra central del Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 19(1), 43-48. <https://doi.org/10.15381/rivep.v19i1.1190>

- Ramírez R., J., Chávez V., A., Casas A., E., Rosadio A., R., & Falcón P., N. (2005). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas de comunidades de la provincia de Canchis, Cusco. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *16*(2), 169-174. <https://doi.org/10.15381/rivep.v16i2.1571>
- Saravia P., M., Chávez V., A., Casas A., E., Falcón P., N., & Pinto S., W. (2004). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en llamas de una empresa pecuaria en Melgar, Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *15*(1), 49-55. <https://doi.org/10.15381/rivep.v15i1.1562>
- Sensini, A. (2006). *Toxoplasma gondii* infection in pregnancy: Opportunities and pitfalls of serological diagnosis. *Clinical Microbiology and Infection*, *12*(6), 504-512. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2006.01444.x>
- Serrano-Martínez, E., Collantes-Fernández, E., Chávez-Velásquez, A., Rodríguez-Bertos, A., Casas-Astos, E., Risco-Castillo, V., Rosadio-Alcantara, R., & Ortega-Mora, L. M. (2007). Evaluation of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* infections in alpaca (*Vicugna pacos*) and llama (*Lama glama*) aborted fetuses from Peru. *Veterinary Parasitology*, *150*(1-2), 39-45. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2007.08.048>
- Solórzano Thompson, J., Paniagua Molina, J., & Solano Pereira, T. (2020). Valor económico de la prevención de enfermedades en animales en Costa Rica. *e-Agronegocios*, *6*(2), 40-60. <https://doi.org/10.18845/ea.v6i2.5081>
- Suárez A., F., Flores G., W., Chávez V., A., Rivera G., H., & Huanca L., W. (2004). Toxoplasmosis en alpacas de la sierra altoandina. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *15*(2), 170-173. <https://doi.org/10.15381/rivep.v15i2.1600>
- Tenter, A. M., Heckeroth, A. R., & Weiss, L. M. (2000). *Toxoplasma gondii*: From animals to humans. *International Journal for Parasitology*, *30*(12-13), 1217-1258. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(00\)00124-7](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(00)00124-7)

- Thrusfield, M., Christley, R., Brown, H., Diggle, P. J., French, N., Howe, K., Kelly, L., O'Connor, A., Sargeant, J., & Wood, H. (2018). *Veterinary Epidemiology* (1.^a ed.). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9781118280249>
- Tibary, A., Fite, C., Anouassi, A., & Sghiri, A. (2006). Infectious causes of reproductive loss in camelids. *Theriogenology*, *66*(3), 633-647. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2006.04.008>
- Valencia M., N., Chávez V., A., García P., M., Suárez A., F., & Casas A., E. (2009). Toxoplasmosis como agente causal de abortos en alpacas. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *20*(2), 312-319. <https://doi.org/10.15381/rivep.v20i2.629>
- Wolf, D., Schares, G., Cardenas, O., Huanca, W., Cordero, A., Bärwald, A., Conraths, F. J., Gaulty, M., Zahner, H., & Bauer, C. (2005). Detection of specific antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in naturally infected alpacas (*Lama pacos*), llamas (*Lama glama*) and vicuñas (*Lama vicugna*) from Peru and Germany. *Veterinary Parasitology*, *130*(1-2), 81-87. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.03.024>
- Zhang, K., Lin, G., Han, Y., & Li, J. (2016). Serological diagnosis of toxoplasmosis and standardization. *Clinica Chimica Acta*, *461*, 83-89. <https://doi.org/10.1016/j.cca.2016.07.018>
- Zuzunaga D., M., Chávez V., A., Li E., O., & Evaristo R., R. (2012). *Toxoplasma gondii* en vicuñas de la reserva nacional Pampa Galeras. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *17*(2), 173-177. <https://doi.org/10.15381/rivep.v17i2.1537>

Anexo

Figura 5.

Recolección de muestras, Equipo FOCAM.



Nota: Como se muestra en la figura 5, se realizaron viajes programados para la extracción de muestras de sangre en alpacas de los centros poblados de Occollo, Huayraccasa, Minas Coral y Asabran que pertenecen al distrito de Vinchos.

Figura 6.

Extracción de sangre en alpacas



Nota: Como se muestra en la figura 6, se realizó extracciones de sangre de la yugular de las alpacas del distrito de Vinchos, con tubos vacutainer de color amarillo con gel de separación y agujas de doble entrada, los muestreos se realizaron en ayunas antes de que salieran al pastoreo.

Figura 7. Registro de las tomas de muestra



Nota: Como se muestra en la figura 7, se realizó el registro de los animales teniendo en cuenta la edad y la procedencia de las alpacas además del correcto rotulado de los tubos.

Figura 8.

Extracción de suero en las muestras colectadas



Nota: Como se muestra en la figura 8, una vez llegaron las muestras al laboratorio se procedió a centrifugar y almacenar el suero a menos 20 C° hasta su posterior evaluación por el método de ELISA multiespecies indirecta.

Figura 9.

Uso del Kit de ELISA multiespecies



Nota: Como se muestra en la figura 9, después del almacenamiento del suero a menos 20 C° se procedió a atemperar las muestras de suero a temperatura ambiente.

Figura 10.

Adicción de muestras de suero de alpaca



Figura 11.

Adicción de reactivos del Kit de ELISA



Figura 12.

Lectura de microplaca ELISA



Nota: Como se muestra en la figura 12, la lectura de las microplacas de ELISA se realizó a una densidad óptica de 450 nm.

Figura 13.

Resultados de lectura de la primera microplaca de ELISA multiespecies indirecta

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	DOcn 0.098 -5%	DOcn 0.146 5%	2024 0.469 13 Positivo 72%	2024 0.323 21 Dudoso 42%	2024 0.489 29 Positivo 76%	2024 0.413 37 Positivo 60%	2024 0.394 45 Positivo 56%	2024 0.543 53 Positivo 87%	2024 0.561 61 Positivo 91%	2024 0.344 69 Dudoso 46%	2024 0.278 77 Negativo 32%	2024 0.813 85 Positivo 143%
B	DOcp 0.649 109%	DOcp 0.560 91%	2024 0.124 14 Negativo 0%	2024 1.044 22 Positivo 191%	2024 0.255 30 Negativo 28%	2024 0.289 38 Negativo 35%	2024 0.669 46 Positivo 113%	2024 0.504 54 Positivo 79%	2024 0.526 62 Positivo 84%	2024 0.136 70 Negativo 3%	2024 0.656 78 Positivo 111%	2024 0.788 86 Positivo 138%
C	2024 0.120 01 Negativo 0%	2024 0.205 07 Negativo 17%	2024 0.108 15 Negativo -3%	2024 0.578 23 Positivo 94%	2024 0.570 31 Positivo 93%	2024 0.383 39 Positivo 54%	2024 0.377 47 Positivo 53%	2024 0.573 55 Positivo 93%	2024 0.516 63 Positivo 82%	2024 0.680 71 Positivo 116%	2024 0.419 79 Positivo 61%	2024 0.552 87 Positivo 89%
D	2024 0.287 02 Negativo 34%	2024 0.405 08 Positivo 59%	2024 0.143 16 Negativo 4%	2024 0.143 24 Negativo 4%	2024 0.356 32 Dudoso 48%	2024 0.318 40 Dudoso 41%	2024 0.355 48 Dudoso 48%	2024 0.431 56 Positivo 64%	2024 0.930 64 Positivo 167%	2024 0.505 72 Positivo 79%	2024 0.428 80 Positivo 63%	2024 0.615 88 Positivo 102%
E	2024 0.156 03 Negativo 7%	2024 0.142 09 Negativo 4%	2024 0.465 17 Positivo 71%	2024 0.330 25 Dudoso 43%	2024 0.630 33 Positivo 105%	2024 0.532 41 Positivo 85%	2024 0.288 49 Negativo 34%	2024 0.498 57 Positivo 78%	2024 0.557 65 Positivo 90%	2024 1.693 73 Positivo 325%	2024 0.556 81 Positivo 90%	2024 0.864 89 Positivo 154%
F	2024 0.136 04 Negativo 3%	2024 0.622 10 Positivo 104%	2024 0.210 18 Negativo 18%	2024 0.141 26 Negativo 4%	2024 0.245 34 Negativo 25%	2024 0.356 42 Dudoso 48%	2024 0.573 50 Positivo 93%	2024 0.550 58 Positivo 89%	2024 0.460 66 Positivo 70%	2024 0.216 74 Negativo 19%	2024 0.763 82 Positivo 133%	2024 0.840 90 Positivo 149%
G	2024 0.334 05 Dudoso 44%	2024 0.279 11 Negativo 33%	2024 0.555 19 Positivo 90%	2024 0.330 27 Dudoso 43%	2024 0.359 35 Dudoso 49%	2024 0.135 43 Negativo 3%	2024 0.389 51 Positivo 55%	2024 0.428 59 Positivo 63%	2024 0.447 67 Positivo 67%	2024 0.560 75 Positivo 91%	2024 0.645 83 Positivo 108%	2024 1.228 91 Positivo 229%
H	2024 0.144 06 Negativo 5%	2024 0.345 12 Dudoso 46%	2024 0.161 20 Negativo 8%	2024 0.354 28 Dudoso 48%	2024 0.354 36 Dudoso 48%	2024 0.496 44 Positivo 77%	2024 0.457 52 Positivo 69%	2024 0.555 60 Positivo 90%	2024 0.214 68 Negativo 19%	2024 0.538 76 Positivo 86%	2024 0.826 84 Positivo 146%	20240 1.258 92 Positivo 235%

Figura 14.

Resultados de lectura de la segunda microplaca de ELISA multiespecies indirecta

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	DOcn 0.181 5%	DOcn 0.122 -5%	2024 0.147 105 Negativo -1%	2024 0.191 113 Negativo 7%	2024 0.176 121 Negativo 4%	2024 0.563 129 Positivo 72%	2024 0.401 137 Dudoso 44%	2024 0.765 145 Positivo 107%	2024 0.645 153 Positivo 86%	2024 0.392 161 Dudoso 42%	2024 0.258 169 Negativo 19%	2024 0.198 177 Negativo 8%
B	DOcp 0.655 88%	DOcp 0.793 112%	2024 0.250 106 Negativo 17%	2024 0.167 114 Negativo 3%	2024 0.757 122 Positivo 106%	2024 0.256 130 Negativo 18%	2024 0.171 138 Negativo 3%	2024 0.657 146 Positivo 88%	2024 0.431 154 Dudoso 49%	2024 1.271 162 Positivo 196%	2024 0.311 170 Negativo 28%	2024 0.353 178 Negativo 35%
C	2024 0.570 93 Positivo 73%	20240 0.132 99 Negativo -4%	2024 0.352 107 Negativo 35%	2024 0.410 115 Dudoso 45%	2024 0.341 123 Negativo 33%	2024 0.678 131 Positivo 92%	2024 0.404 139 Dudoso 44%	2024 0.435 147 Dudoso 49%	2024 1.565 155 Positivo 247%	2024 0.708 163 Positivo 97%	2024 0.692 171 Positivo 94%	2024 0.463 179 Positivo 54%
D	2024 0.150 94 Negativo 0%	2024 0.174 100 Negativo 4%	2024 0.390 108 Dudoso 42%	2024 0.177 116 Negativo 4%	2024 0.421 124 Dudoso 47%	2024 0.199 132 Negativo 8%	2024 0.404 140 Dudoso 44%	2024 0.435 148 Dudoso 49%	2024 0.600 156 Positivo 78%	2024 0.176 164 Negativo 4%	2024 0.789 172 Positivo 111%	2024 0.387 180 Dudoso 41%
E	2024 0.480 95 Positivo 57%	2024 0.369 101 Negativo 38%	2024 0.681 109 Positivo 92%	2024 0.418 117 Dudoso 47%	2024 0.341 125 Negativo 33%	2024 0.988 133 Positivo 146%	2024 1.551 141 Positivo 245%	2024 0.673 149 Positivo 91%	2024 0.843 157 Positivo 121%	2024 0.676 165 Positivo 92%	2024 0.604 173 Positivo 79%	2024 0.557 181 Positivo 71%
F	2024 0.851 96 Positivo 122%	2024 0.378 102 Negativo 40%	2024 0.636 110 Positivo 85%	2024 0.164 118 Negativo 2%	2024 0.787 126 Positivo 111%	2024 0.954 134 Positivo 140%	2024 1.487 142 Positivo 233%	2024 0.923 150 Positivo 135%	2024 0.677 158 Positivo 92%	2024 0.557 166 Positivo 71%	2024 0.668 174 Positivo 90%	2024 0.327 182 Negativo 31%
G	2024 0.457 97 Positivo 53%	2024 0.693 103 Positivo 95%	2024 0.623 111 Positivo 82%	2024 0.828 119 Positivo 118%	2024 0.421 127 Dudoso 47%	2024 0.367 135 Negativo 38%	2024 1.018 143 Positivo 151%	2024 0.778 151 Positivo 109%	2024 0.679 159 Positivo 92%	2024 0.554 167 Positivo 70%	2024 0.526 175 Positivo 65%	2024 0.710 183 Positivo 98%
H	2024 0.434 98 Dudoso 49%	2024 0.522 104 Positivo 65%	2024 1.129 112 Positivo 171%	2024 0.612 120 Positivo 80%	2024 0.324 128 Negativo 30%	2024 0.659 136 Positivo 89%	2024 1.044 144 Positivo 156%	2024 1.001 152 Positivo 148%	2024 0.396 160 Dudoso 43%	2024 0.713 168 Positivo 98%	2024 0.674 176 Positivo 91%	2024 0.355 184 Negativo 35%

**ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS**
Bach. JHOMER JHORDY HUAMANI RODRIGUEZ**R.D. N° 185-2025-UNSCH-FCA-D**

En la ciudad de Ayacucho a los dieciocho días del mes de julio del año dos mil veinticinco, siendo las dieciséis horas, se reunieron en el auditorio de la Facultad de Ciencias Agrarias, bajo la presidencia del Dr. Felipe Escobar Ramírez Decano de la Facultad de Ciencias Agrarias; los miembros del jurado conformado por el Dr. Javier Pareja Loayza, Mg. Magaly Rodríguez Monje como asesora, y M.V. Aldo Alexi Ciprian Carreón, actuando como secretario de actas el Mtro. Rodolfo Alca Mendoza, para recibir la sustentación de la Tesis titulado: **Seroprevalencia de Toxoplasmosis en alpacas (*Vicugna pacos*) por método de ELISA multiespecies indirecta en el distrito de Vinchos. Ayacucho - 2024**, para obtener el Título Profesional de Médico Veterinario, presentado por el Bachiller **JHOMER JHORDY HUAMANI RODRIGUEZ**.

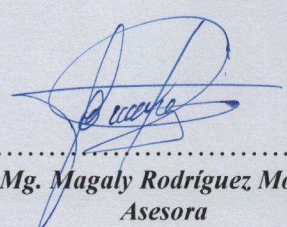
El señor Decano previa verificación de los documentos exigidos solicitó se proceda con la sustentación y posterior defensa de la tesis en un periodo de cuarenta y cinco minutos de acuerdo al reglamento de grados y títulos vigente. Terminado la exposición, los miembros del Jurado, formularon sus preguntas, aclaraciones y/o observaciones correspondientes. Luego se invito a los miembros del jurado pasar a otra aula para la deliberación y calificación del trabajo de tesis, teniendo el siguiente resultado:

Jurado evaluador	Exposición	Respuestas a las preguntas	Generación de conocimiento	Promedio
Dr. Javier Pareja Loayza	16	15	17	16
Mg. Magaly Rodríguez Monje	17	17	17	17
M.V. Aldo Alexi Ciprian Carreón	16	16	16	16
PROMEDIO GENERAL				16

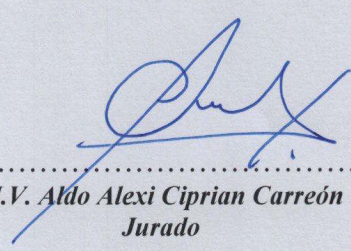
Acto seguido se invita a la sustentante y público en general para dar a conocer el resultado final. Firman el acta.



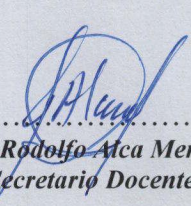
.....
Dr. Javier Pareja Loayza
Presidente



.....
Mg. Magaly Rodríguez Monje
Asesora



.....
M.V. Aldo Alexi Ciprian Carreón
Jurado



.....
Mtro. Rodolfo Alca Mendoza
Secretario Docente



CONSTANCIA DE CONTROL DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

El que suscribe, miembro de la comisión de docentes instructores responsables de operativizar, verificar, garantizar y controlar la originalidad de los trabajos de TESIS de la Facultad de Ciencias Agrarias, de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, autorizado por RR N° 294-2022-UNSCH-R y la R.D N° 213-2025-UNSCH-FCA-D; hace constar que el trabajo titulado;

Seroprevalencia de toxoplasmosis en alpacas (*Vicugna pacos*) por método de ELISA multiespecies indirecta en el distrito de Vinchos. Ayacucho - 2024

Autor : HUAMANI RODRIGUEZ JHOMER JHORDY
Asesor : Magaly Rodríguez Morje

Ha sido sometido al control de originalidad mediante el software TURNITIN UNSCH, acorde al Reglamento de originalidad de trabajos de tesis, aprobando mediante de RCU 039-2021-UNSCH-CU, arrojando un resultado de quince (15%) de índice de similitud, realizado con depósito de trabajo estándar.

En consecuencia, se otorga la presente Constancia de Originalidad para los fines pertinentes.

Nota: Se adjunta el resultado con identificador de la entrega: 2795728894

Ayacucho, 28 de octubre de 2025

Javier C. Pareja Loayza
D. en Producción Animal
E.F.P. de Medicina Veterinaria
Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga-Perú

Seroprevalencia de
toxoplasmosis en alpacas
(*Vicugna pacos*) por método de
ELISA multiespecies indirecta
en el distrito de Vinchos.

Ayacucho - 2024

por JHOMER JHORDY HUAMANI RODRIGUEZ

Fecha de entrega: 28-oct-2025 11:17a. m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2795728894

Nombre del archivo: Turniting_JHORDY_FINAL.pdf (1.45M)

Total de palabras: 16530

Total de caracteres: 94617

Seroprevalencia de toxoplasmosis en alpacas (*Vicugna pacos*) por método de ELISA multiespecies indirecta en el distrito de Vinchos. Ayacucho - 2024

INFORME DE ORIGINALIDAD

15%

INDICE DE SIMILITUD

16%

FUENTES DE INTERNET

5%

PUBLICACIONES

5%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	hdl.handle.net Fuente de Internet	3%
2	repositorio.uchile.cl Fuente de Internet	2%
3	dspace.ups.edu.ec Fuente de Internet	2%
4	www.ecorfan.org Fuente de Internet	1%
5	www.dspace.uce.edu.ec Fuente de Internet	1%
6	mydokument.com Fuente de Internet	1%
7	www.scielo.org.pe Fuente de Internet	1%
8	cybertesis.unmsm.edu.pe Fuente de Internet	1%

9	Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga Trabajo del estudiante	<1 %
10	zagan.unizar.es Fuente de Internet	<1 %
11	Submitted to Fundacion Universitaria Juan de Castellanos Trabajo del estudiante	<1 %
12	repositorioubas.sisbi.uba.ar Fuente de Internet	<1 %
13	dspace.udla.edu.ec Fuente de Internet	<1 %
14	core.ac.uk Fuente de Internet	<1 %
15	Submitted to Universidad Peruana Cayetano Heredia Trabajo del estudiante	<1 %
16	dehesa.unex.es Fuente de Internet	<1 %
17	repositorio.unsch.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
18	repositorio.uap.edu.pe Fuente de Internet	<1 %

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias

< 30 words

Excluir bibliografía

Activo

Seroprevalencia de Toxoplasmosis en alpacas (*Vicugna pacos*) por método de ELISA multiespecies indirecta en el distrito de Vinchos. Ayacucho - 2024

Huamaní Rodríguez Jhomer Jhordy¹³: Rodríguez Monje Magaly¹²

Área: Ciencias de la salud

Línea: Biodiversidad, mejoramiento genético y salud animal

I Resumen

Se determinó la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas (*Vicugna pacos*) hembras en las comunidades de Occollo, Asabran, Huayraccasa y Minas Corral. Departamento de Ayacucho, provincia de Huamanga, distrito de Vinchos de julio a septiembre del 2024. Se colectaron 184 muestras de suero de alpaca que se analizaron con el ensayo comercial de inmunoadsorción enzimática ELISA comercial ID Screen® toxoplasma multiespecies indirecta (ID Vet, Montpellier, Francia - TOX-MS), para detectar anticuerpos Ig G contra *Toxoplasma gondii*. Se encontró que el 57.07% (105/184), del total de alpacas hembra de edades de 2 años (54.17% (13/24)), 3 años (37.50% (9/24)), 4 años (53.85% (21/39)), 5 años (60.66% (37/67)), 6 años (80.77% (21/26)) y 7 años (40% (4/10)) presentaron anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*, siendo 75% (44/59) en Occollo, 65% (35/54) en Asabran, 27% (8/30) en Huayraccasa y de 44% (18/41) en Minas Corral. No se encontró diferencias estadísticas significativas entre la procedencia y edad. Los resultados obtenidos en este estudio muestran la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* elevada si lo comparamos con estudios previos, similares en camélidos, con la diferencia que este es un método con mayor sensibilidad y especificidad (Sensibilidad medida: 98,36 % (IC 95%: 95,29%-99,44%), n = 183; Especificidad medida: 99,42 % (IC 95%: 98.8%-100%), n = 689).

Palabras clave: alpaca, toxoplasmosis, procedencia, altitud, edad, ELISA, seroprevalencia, Vinchos-Ayacucho.

¹Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga, Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela de Medicina Veterinaria, Ayacucho, Perú - Laboratorio de Parasitología y Salud Pública

³jhomer.huamani.24@unsch.edu.pe ²magaly.rodriguez@unsch.edu.pe

II Abstrac

The seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in female alpacas (*Vicugna pacos*) in the communities of Occollo, Asabran, Huayraccasa and Minas Corral was determined. Department of Ayacucho, province of Huamanga, district of Vinchos from July to September 2024. A total of 184 alpaca serum samples were collected and analyzed with the commercial enzyme immunosorbent assay ID Screen® toxoplasma multispecies indirect (ID Vet, Montpellier, France - TOX-MS), to detect IgG antibodies against *Toxoplasma gondii*. It was found that 57.07% (105/184), of the total number of female alpacas aged 2 years (54.17% (13/24)), 3 years (37.50% (9/24)), 4 years (53.85% (21/39)), 5 years (60.66% (37/67)), 6 years (80.77% (21/26)) and 7 years (40% (4/10)) presented antibodies against *Toxoplasma gondii*, being 75% (44/59) in Occollo, 65% (35/54) in Asabran, 27% (8/30) in Huayraccasa and 44% (18/41) in Minas Corral. No statistically significant differences were found between origin and age. The results obtained in this study show the high seroprevalence of *Toxoplasma gondii* when compared to previous studies, similar in camelids, with the difference that this is a method with greater sensitivity and specificity (Measured sensitivity: 98.36 % (95% CI: 95.29%-99.44%), n = 183; Specificity measured: 99.42% (95% CI: 98.8%-100%), n = 689).

Keywords: alpaca, toxoplasmosis, origin, altitude, age, ELISA, seroprevalence, Vinchos-Ayacucho.

III Introducción

Toxoplasma gondii un protozooario intracelular causante de la toxoplasmosis y de amplia distribución mundial, comprender la biología de la excreción de ooquistes de *Toxoplasma gondii* por parte de los felinos (silvestres y domésticos) es crucial para reducir la prevalencia de la enfermedad (Dubey, 2020). Los hospederos intermediarios son todos los animales de sangre caliente.

Los gatos pueden ingerir quistes tisulares de los hospederos intermediarios, al cazar pequeños mamíferos y aves infectados (Heavey, 2019), y consumir su carne cruda. Dependiendo de la especie hospedera, el área

geográfica y la estación del año, hasta el 73% de los roedores pequeños y hasta el 71% de aves silvestres pueden estar infectados con *Toxoplasma gondii* (Tenter et al., 2000).

La presencia del gato en el medio, así como las instalaciones al aire libre que permiten condiciones medio ambientales de humedad y temperatura para la supervivencia de los ooquistes son factores de riesgo asociados con la alta seroprevalencia de toxoplasmosis (Maspi et al., 2021).

El contacto limitado con gatos repercute en una seroprevalencia baja de la enfermedad (Maspi et al., 2021).

Es de importancia veterinaria y médica, pudiendo causar aborto o enfermedad congénita en sus hospedadores intermediarios (Tenter et al., 2000).

La toxoplasmosis se puede adquirir de forma congénita, los taquizoítos se transmiten de la madre al feto por la placenta, o adquirida a través de agua y pasturas contaminadas (Maspi et al., 2021).

Existe un efecto acumulativo de la edad en animales, que resulta en prevalencias muy altas de infección (Tenter et al., 2000).

Se sabe que las infecciones por *Toxoplasma gondii* son menos frecuentes en regiones con clima frío que en regiones con clima cálido y húmedo (Tenter et al., 2000).

En este estudio determinó la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas hembra desde los 2 años hasta los 7, del distrito de Vinchos, provincia de Huamanga, departamento de Ayacucho.

Estudios similares realizados en camélidos en otras regiones del Perú muestran los siguientes resultados: La seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas evaluada en la provincia de Yauli departamento de Junín, Unidad de producción de Cuyo de la SAIS Pachacútec – Junín, perteneciente al distrito de Marcapomacocha, reporta que de un total de 258 muestras analizadas 22 presentaban anticuerpos contra *T. gondii* en alpacas dando un $8,53\% \pm 3,41\%$ con la técnica de Inmunofluorescencia indirecta (IFI) (H. De La Cruz C. et al., 2011). Este otro estudio realizado en la provincia de Jauja, departamento de Junín, Unidad de producción de Cochabambas de la SAIS Túpac Amaru, en el distrito de Canchayllo. La seroprevalencia de *Toxoplasma gondii*,

de 200 alpacas muestreadas se encontraron 42 positivos dando un 21% \pm 5.6%, con la técnica diagnóstica de hemaglutinación indirecta (HAI) (Poma De La C. et al., 2008). Otro estudio se realizó en la provincia de Yauli, departamento de Junín, SAIS Túpac Amaru, perteneciente al distrito de Paccha, las Vicuñas presentan una frecuencia de anticuerpos anti-T. gondii de 5.1 y 3.8% por el método de ELISA e IFI (Pinedo R. et al., 2014). Esta investigación se realizó en el departamento de Junín. Por otra parte estudios realizados en el Cusco indican que en el centro de investigación IVITA Marangani, ubicada en el valle del Vilcanota, provincia de Canchis, departamento del Cusco encontrando una prevalencia de 34.5% (Suárez A. et al., 2004). También se realizó un estudio para cuantificar la seroprevalencia de T. gondii en alpacas en la provincia de Canchis, departamento de Cusco. Mediante la prueba de IFI se detectó 35.7 \pm 5.7% de un total de 272 muestras (Ramírez R. et al., 2005). Además en el departamento de Puno realizó en la Unidad de producción Alianza-Antacalla, brindando un resultado de 10.2 \pm 4.7% (16 positivos de 157 muestras de llamas hembra adultas) con la técnica de IFI (Saravia P. et al., 2004).

El estudios realizados en Cabanillas y Santa Lucía, provincias de Román y Lampa, pertenecientes al departamento de Puno, usando el test HAI, encontrándose 14.8 \pm 5.9% (15 resultaron positivas de un total de 101 vicuñas adultas) (Pastor V. et al., 2003).

Basándonos en todo lo mencionado resulta necesario realizar estudios con métodos de diagnóstico modernos, para determinar la distribución de su presencia en diferentes poblaciones del país, además determinar su importancia patológica en problemas reproductivos.

Necesaria y únicamente en la primoinfección el parásito atraviesa la barrera placentaria infectando al feto generando consecuencias negativas dependientes del momento de la infección, en pacientes con inmunosupresión la toxoplasmosis es mucho más perjudicial (Cook et al., 2000; Fox et al., 2016).

La toxoplasmosis se presenta como una enfermedad clínicamente asintomática. La primoinfección durante la gestación en animales y humanos puede causar aborto, anormalidades en el feto o muerte perinatal (Cook et al., 2000).

IV Material y Métodos

El número de alpacas requeridas para la investigación fue de 217 alpacas hembra entre jóvenes y adultas, según, fórmula de proporciones para poblaciones finitas (Daniel, 1991). Sin embargo, por temas de desconocimiento y desconfianza por parte de los ganaderos, se muestreó a 184 alpacas hembras adultas de entre 2 y 7 años. De la raza Huacaya desde agosto hasta diciembre del 2023, sin tomar en cuenta a los tuis jóvenes menores de 2 años de edad y mayores de 7 años.

Las alpacas hembra muestreadas para este estudio fueron de las comunidades de Occollo (4069 m.s.n.m.), Asabran (4132 m.s.n.m.), Cayramayo (4250 m.s.n.m.), Huayraccasa (4540 m.s.n.m.) y Minas Corral (4354 m.s.n.m.). Departamento de Ayacucho, provincia de Huamanga, distrito de Vinchos, de julio a septiembre del 2024. Las cuales se encuentran contiguas entre sí. Estos animales son criados de forma extensiva, y su alimentación a base únicamente de pasturas naturales.

Toma de muestras

Se tomaron muestras de sangre de la vena yugular usando vacutainers estériles sellados al vacío de color amarillo con capacidad de 5ml y agujas de doble entrada N° 20 de una pulgada. Transportadas en una caja isotérmica hasta ser procesada. Se almacenaron las muestras de suero obtenidas por centrifugación en crioviales de 2ml y fueron conservados a -20°C hasta el momento de su análisis en la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.

Serología

Los sueros evaluados presentaron anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* se realizó mediante kit ELISA comercial ID Screen Toxoplasmosis multiespecies indirecta (ID Vet, Montpellier, Francia - TOX-MS).

Los resultados obtenidos se expresaron en porcentajes teniendo en cuenta la positividad de los sueros al test serológico, con densidades ópticas que se midieron espectrofotométricamente a 450 nm.

Las muestras de sangre obtenidas de la vena yugular, suman un total de 184 muestras. utilizando el siguiente protocolo: La toma de muestra se realizó de 5 a 10 a.m. en sus respectivos dormideros, Las muestras de

sangre tomadas de la vena yugular, utilizando tubos vacutainers estériles al vacío sin anticoagulante y con gel de separación, color amarillo de 5 cc y agujas de doble entrada N° 20 de 1 pulgada. Se identificaron las muestras asignándoles código de identificación, teniendo en cuenta la edad del animal y centro poblado del que proceden, una vez obtenida la muestra se dejaron en reposo a temperatura ambiente y fuera de la luz solar por aproximadamente 20 min antes de ponerlas en la caja isotérmica con gel de congelado. La sangre obtenida fue trasladada al laboratorio y luego se centrifugó a 3000 r.p.m. durante 5 minutos con el fin de separar el suero con ayuda de micropipetas; los sueros fueron trasvasados a crioviales de 2 cc, y congelados a -20 °C, hasta su procesamiento en la Escuela de Medicina Veterinaria, en el laboratorio de Parasitología Veterinaria con el kit de Elisa multiespecies indirecta (TOX-MS).

V Resultados

El 57.07% (105/184) del total de alpacas hembra de edades de entre 2 años y 7 años presentaron anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*, siendo de 75% en Occollo (44/59), 65% en Asabran (35/54), 27% en Huayraccasa (8/30) y 44% en Minas corral (18/41). La seroprevalencia de toxoplasmosis encontrada en alpacas de este estudio confirma niveles elevados de infección por *Toxoplasma gondii* en la población de alpacas criadas en los Andes por encima de los 4000 m.s.n.m. en los centros poblados antes mencionados del distrito de Vinchos, Huamanga, Ayacucho.

Entre los factores de riesgo que estarían favoreciendo a la mayor presencia de *Toxoplasma gondii* encontrada podría ser atribuida a razones de manejo y convivencia con animales, pudiéndose observar la presencia de gatos domésticos, perros, ovejas, toros y aves (Diego et al., 2013). Las condiciones medio ambientales también llegan a influir en la supervivencia de los ooquistes, pues en condiciones de humedad y temperatura pueden sobrevivir hasta 18 meses (Llop Hernández, Alina et al., 2001; Tenter et al., 2000).

Tabla 1.

Seroprevalencia por procedencia de los centros poblados Huayraccasa, Occollo, Minas Corral y Asabran del Distrito de Vinchos

Procedencia	N° de muestras	Frecuencia	Prevalencia	IC del 95%	Prevalencia real (PR)	IC del 95% (PR)
Occollo	59	44	74.58%	0.635 - 0.857	78.44%	0.679 - 0.889
Asabran	54	35	64.81%	0.521 - 0.776	67.87%	0.554 - 0.803
Minas Corral	41	18	43.90%	0.287 - 0.591	45.24%	0.300 - 0.605
Huayraccasa	30	8	26.67%	0.108 - 0.425	26.59%	0.108 - 0.424
TOTAL	184	105	57.07%	0.499 - 0.642	59.49%	0.524 - 0.666

$X^2= 22.922$ $p= 0.000$ $GI= 3$

Como podemos observar en la tabla 4. El presente estudio muestra que de acuerdo con los resultados plasmados de un total de 184 alpacas muestreadas en relación a su procedencia (centro poblado), los niveles de Ig G determinados por ELISA multiespecies indirecta en función a la zona de toma de muestras indica que la proporción con mayor seroprevalencia de toxoplasmosis es Occollo, seguido de Asabran, Minas Corral y por último con una proporción menor Huayraccasa, todos los centros poblados mencionados pertenecen al distrito de Vinchos.

Tabla 2.

Seroprevalencia de alpacas por edad del Distrito de Vinchos

Edad (Años)	N° de muestras	Frecuencia	Prevalencia	IC del 95%	Prevalencia real (PR)	IC del 95% (PR)
6 a más	36	25	69.44%	0.544 - 0.845	72.88%	0.584 - 0.874
4 - 6	100	58	58.00%	0.483 - 0.677	60.50%	0.509 - 0.701
2 - 4	48	22	45.83%	0.317 - 0.599	47.33%	0.332 - 0.615
TOTAL	184	105	57.07%	0.499. - 0.642	59.49%	0.524 - 0.666

$X^2= 4.759$ $p= 0.093$ $GI= 2$

Nota: Como podemos observar en la tabla 5. Los resultados del muestreo de un total de 184 alpacas presentada en seroprevalencia por edad analizados con ELISA multiespecies indirecta, Ig G, nos indica que, la edad de 6 años a más representa una mayor presencia en comparación a otras edades, seguido de 4 y 6

años, para las edades de 2 a 4 años, siendo baja en comparación a otras edades, lo que sugiere que la seroprevalencia de toxoplasmosis se extiende con la edad.

VI Discusión

Los resultados obtenidos confirman que los ooquistes del parásito permanecen viables en estas condiciones climáticas de los Andes por encima de los 4000 m.s.n.m. lo que contradice los resultados de otras investigaciones que a alturas mayores de 4200 m.s.n.m. y las temperaturas bajas, crearían condiciones adversas para la supervivencia de los ooquistes (Pastor V. et al., 2003). Mostrando una prevalencia alta respecto a otros estudios en el Perú por el tipo de método diagnóstico usado. La técnica utilizada para el diagnóstico de toxoplasmosis es otro aspecto muy importante a tener en cuenta, en la comparación y variación de las seroprevalencias encontradas.

Existe una correlación lógica en la forma que se presenta la enfermedad parasitaria con el incremento de la edad. La cual por probabilidad exige una mayor infección en las alpacas, pues esta tendría que considerar a la variable edad como un factor de riesgo (Gómez O. et al., 2013).

Un estudio realizado en Suiza por primera vez demostró que existe un 82.3% (308/374) de positivos para toxoplasmosis en alpacas y 84.8% (167/197) en llamas (Basso et al., 2020), este estudio se realizó con kit ELISA comercial ID Screen Toxoplasmosis multiespecies indirecta.

VII Conclusiones

- La seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas del distrito de Vinchos determinadas por la prueba de ELISA multiespecies indirecta fue de 57.07 % (105/184) del total de alpacas hembra de edades de entre 2 años y 7 años presentaron anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*. Fue alta probablemente por la presencia de felinos domésticos en los dormitorios donde pernoctan las alpacas y al amanecer se alimentan de las pasturas que crecen ahí, contaminadas con las heces de los felinos domésticos.

- La diferencia en los métodos de selección de los grupos de estudio, la edad de los camélidos y el tipo de método diagnóstico con diferentes sensibilidades y especificidades pueden estar contribuyendo a la heterogeneidad entre los estudios. (Ramírez R. et al., 2005) en Cusco reportaron seroprevalencias de 24 y 36%, empleando IFI. La información que brindan los pobladores de la zona, indica que existe una escasa cantidad de gatos domésticos y de felinos silvestres. Al parecer, las alpacas de la Sierra Central del país están menos propensas a la toxoplasmosis según indica el autor, pues (Poma De La C. et al., 2008), lo que en la realidad de las alturas del Distrito de Vinchos es distinta pues la mayoría de los pobladores tienen gatos. En la zona de Junín encontró 23% de seroprevalencia a *Toxoplasma gondii*, frecuencia menor a la reportada en la zona alpaquera del sur del país (Ramírez R. et al., 2005; Suárez A. et al., 2004). Por otro lado, las zonas de pastoreo en los diferentes estudios se hallaban alejadas de zonas pobladas, contrariamente a las zonas de pastoreo de esta investigación ya que las alpacas después del pastoreo retornan a la zona urbana.
- A raíz de estos estudios realizados se podría concluir que la seroprevalencia encontrada en el distrito de Vinchos está profundamente relacionada con las condiciones de manejo, presencia de hospederos definitivos y las condiciones climáticas por el contrario no estarían limitando la diseminación de *Toxoplasma gondii*.
- La seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas del distrito de Vinchos Ayacucho en el 2024, de los 184 animales muestreados, según procedencia y edad, resultaron positivos a *Toxoplasma gondii*, por el método de ELISA multiespecies, el análisis muestra una clara variabilidad en la seroprevalencia de toxoplasmosis entre las diferentes zonas del distrito de Vinchos, destacando la importancia de la ubicación geográfica en la epidemiología de la enfermedad, las diferencias en los niveles de Ig G pueden estar relacionadas con factores ambientales, prácticas de manejo o la densidad de la población de las alpacas muestreadas que actúan como hospedadores intermedios. Por lo tanto, la presente investigación confirma que existe evidencia serológica y estadística para indicar una alta seroprevalencia del parásito.

- La alta seroprevalencia de toxoplasmosis analizada en suero de alpacas del distrito de Vinchos, especialmente en el grupo de mayor edad, resalta la necesidad de investigar detenidamente los factores que contribuyen a esta situación epidemiológica. A pesar que no se encontró una asociación estadística significativa entre la edad y la seroprevalencia, el contexto del manejo y las interacciones ecológicas son factores críticos que deben ser evaluados en futuros estudios y en la implementación de medidas de control.
- Aunque la edad en las alpacas parece influir en la seroprevalencia de toxoplasmosis, la falta de asociación estadística significativa sugiere que otros factores son más determinantes. La interacción con el ambiente, el manejo y la posibilidad de contacto con hospederos definitivos son elementos que deben de ser considerados en la investigación y en la elaboración de estrategias de control de la enfermedad.
- Este análisis resalta la importancia de la vigilancia epidemiológica en la detección de *Toxoplasma gondii* en alpacas. La combinación de altas tasas de seroprevalencia y la evidencia de significancia estadística subraya la necesidad de investigar a profundida los factores que contribuyen a la infección en esta población, así como la implementación de buenas prácticas de manejo que reduzcan la exposición al parásito.
- La seroprevalencia de anticuerpos tipo inmunoglobulinas G de *toxoplasma gondii* por medio del empleo del método diagnóstico de ELISA multiespecies indirecta en suero de alpacas según procedencia y edad evidencia con una seroprevalencia real total de 59.49% (IC del 95% 0.524 – 0.666) de las 184 muestras analizadas en el laboratorio, por lo tanto, indica una alta seroprevalencia del distrito de Vinchos.

VIII Referencias

Basso, W., Sollberger, E., Schares, G., Küker, S., Ardüser, F., Moore-Jones, G., & Zanolari, P. (2020). *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in South American camelids in Switzerland and

assessment of serological tests for diagnosis. *Parasites & Vectors*, 13(1), 256.
<https://doi.org/10.1186/s13071-020-04128-9>

Cook, A. J. C., Holliman, R., Gilbert, R. E., Buffolano, W., Zufferey, J., Petersen, E., Jenun, P. A., Foulon, W., Semprini, A. E., & Dunn, D. T. (2000). Sources of toxoplasma infection in pregnant women: European multicentre case-control studyCommentary: Congenital toxoplasmosis—further thought for food. *BMJ*, 321(7254), 142-147. <https://doi.org/10.1136/bmj.321.7254.142>

Daniel, W. W. (1991). *Biostatistics: A foundation for analysis in the health sciences* (3rd ed). Wiley.

Diego, J. G. R., Olivares, J. L., Castilleja, Y. S., Alemán, Y., & Arece, J. (2013). *Cambios climáticos y su efecto sobre algunos grupos de parásitos*. 35(3).

Dubey, J. P. (2020). The history and life cycle of *Toxoplasma gondii*. En *Toxoplasma gondii* (pp. 1-19). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815041-2.00001-3>

Fox, B. A., Rommereim, L. M., Guevara, R. B., Falla, A., Hortua Triana, M. A., Sun, Y., & Bzik, D. J. (2016). The *Toxoplasma gondii* Rhostry Kinome Is Essential for Chronic Infection. *mBio*, 7(3), e00193-16. <https://doi.org/10.1128/mBio.00193-16>

Gómez O., F., Chávez V., A., Casas A., E., Serrano M., E., & Cárdenas, Ó. (2013). Determinacion de la seroprevalencia de toxoplasmosis en alpacas y llamas en la estación experimental INIA-Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 14(1), 49-53. <https://doi.org/10.15381/rivep.v14i1.1717>

H. De La Cruz C., Chávez V., A., Casas A., E., & Li E., O. (2011). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas hembras de la SAIS Pachacútec, sierra central del Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 22(1), 35-38. <https://doi.org/10.15381/rivep.v22i1.117>

Heavey, E. (2019). Actualización de la toxoplasmosis. *Nursing (Ed. española)*, 36(2), 44-46. <https://doi.org/10.1016/j.nursi.2019.03.013>

- Llop Hernández, Alina, Jorge Zuaso Silva, & María Margarita Valdés - Dapena Vivanco. (2001). *Microbiología y Parasitología Médicas. Tomo I* (1.^a ed.). Editorial Ciencias Médicas.
- Maspi, N., Nayeri, T., Moosazadeh, M., Sarvi, S., Sharif, M., & Daryani, A. (2021). Global seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in Camelidae: A systematic review and meta-analysis. *Acta Parasitologica*, 66(3), 733-744. <https://doi.org/10.1007/s11686-020-00333-9>
- Pastor V., J., Chávez V., A., Casas A., E., & Serrano M., E. (2003). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en Vicuñas de Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 14(1), 79-82. <https://doi.org/10.15381/rivep.v14i1.1609>
- Pinedo R., K., Chávez V., A., Rivera G., H., Pinedo V., R., & Suárez A., F. (2014). Frecuencia de *Toxoplasma gondii* Y *Neospora caninum* en Vicuñas (*Vicugna vicugna*) de la sierra central peruana mediante las técnicas de inmunofluorescencia indirecta y ELISA indirecta. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 25(1), 70-76. <https://doi.org/10.15381/rivep.v25i1.8470>
- Poma De La C., E., Chávez V., A., Casas A., E., Falcón P., N., & Zárate R., D. (2008). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas (*Lama Pacos*) en una unidad de producción de la sierra central del Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 19(1), 43-48. <https://doi.org/10.15381/rivep.v19i1.1190>
- Ramírez R., J., Chávez V., A., Casas A., E., Rosadio A., R., & Falcón P., N. (2005). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas de comunidades de la provincia de Canchis, Cusco. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 16(2), 169-174. <https://doi.org/10.15381/rivep.v16i2.1571>
- Saravia P., M., Chávez V., A., Casas A., E., Falcón P., N., & Pinto S., W. (2004). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en llamas de una empresa pecuaria en Melgar, Puno. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 15(1), 49-55. <https://doi.org/10.15381/rivep.v15i1.1562>

Suárez A., F., Flores G., W., Chávez V., A., Rivera G., H., & Huanca L., W. (2004). Toxoplasmosis en alpacas de la sierra altoandina. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 15(2), 170-173. <https://doi.org/10.15381/rivep.v15i2.1600>

Tenter, A. M., Heckeroth, A. R., & Weiss, L. M. (2000). *Toxoplasma gondii*: From animals to humans. *International Journal for Parasitology*, 30(12-13), 1217-1258. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(00\)00124-7](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(00)00124-7)